REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEURE ET DE LA

RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE DE YAHIA FARES MEDEA

FACULTE DES SCIENCES



Mémoire Présenté pour obtenir le diplôme de Master académique ***En Biologie***

Spécialité : ***Microbiologie Appliquée***

Par :

DEBBAH Lina FATOUMI Yasmine AOUF Fadhila Fatima Zahra

Thème :

Etude de coccidiose aviaire dans la région de Médéa

Soutenue publiquement le : 25 /06 /2023. Devant le jury composé de :

Mme. Kadi .A		UNIV Médéa	Promotrice
M.Hannich .A	Médecin hystopatoligiste	Hôpital Médéa	Co-promoteur
M Salhi Omar		UNIV Médéa	Examinateur
M rahal mohamed		UNIV Médéa	Président

Année universitaire : 2022/2023

Remerciements

En tout premier lieu, Nous remercions le bon Dieu, tout puissant, de nous avoir donné la force pour survivre, ainsi que l'audace pour dépasser toutes les difficultés.

Nous remercions nos très chers parents, qui ont toujours été là pour nous.

La réalisation de ce mémoire a été possible grâce au concours de plusieurs personnes à qui on voudrais témoigner toute notre gratitude.

Nous désirons aussi remercier Mme. KADI, Mr.HANNICHE, pour leur patience, leurs conseils pleins de sens et pour le suivi et l'intérêt qu'ils ont portaient à nos travaux

Nous adressons aussi nos vifs remerciements aux membres des jurys pour avoir bien voulu examiner et juger ce travail.

Enfin, nos remerciements à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin au bon déroulement de ce projet

Merci beaucoup.

Dédicaces

Au nom d'Allah, Le Clément, Le Miséricordieux Louange et Gloire à Dieu, le Tout Puissant, qui nous a permis de mener à bien notre modeste travail. Prière et bénédictions d'Allah sur le prophète Mohamed Paix et Salut sur lui.

A ma mère si Dieu a mis le paradis sous les pieds des mères, ce n'est pas pour rien. honorable, aimable : Tu représentes pour moi le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi. Ta prière et ta bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études. Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que tu mérites pour tous les sacrifices que tu n'as cessé de me donner depuis ma naissance, durant mon enfance et même à l'âge adulte. Tu as fait plus qu'une mère puisse faire pour que ses enfants suivent le bon chemin dans leur vie et leurs études. Je te dédie ce travail en témoignage de mon profond amour.

A mes tantes ,merci pour leurs conseils , aides et encouragement.

A ma cousine ABIRE mille merci pour ton aides
A tous ceux que j'aime et qui m'aime spécialement YASMINNE et RIHAB qui m'ont accompagné durant le travaille ainsi que ma vie privé ,mes sœur de vie .

A mon amie LYNDA qui même si la distance été la pour moi .

A mes collègues qui on partagé avec moi des année d'étude

Lyna DEBBAH

Dedicaces

C'est avec une profonde et sincère gratitude que je dédie A MES ma remise de diplôme et ma joie : À celui qui m'a fait une femme , ma source de vie d'amour d'affection. à mon support qui était toujours à mes cotés pour me soutenir et m'encourager , à mon prince PAPA

À mon paradis , à la prunelle de mes yeux à la source de ma joie , la source de mes efforts, mon bonheur ceux qui s'ont toujours sacrifiés pour me voir réussir, MAMAN que dieu vous procure santé et longue vie.

J'espère qu'un jour je pourrai leurs rendre un peu de ce qu'il sont fait pour moi , que dieu leur prête bonheur

Aux personnes dont j'ai bien aimé la présence en ce jour, À mes frères Akram et Hicham Qui m'encourager et soutenir tout au long de mes études.

Et Ma tante spécialement Faiza , je dédie ce travail dont grand mérite leurs revient en premier lieu pour leurs conseils , aides et encouragement

A ceux qui m'ont aidée et encouragé, qui étaient toujours à mes cotés qui m'ont accompagné durant mon chemin d'études et ma vie privé spécialement LYNA et RIHAB , mes chères sœurs de cœur

MES proches sans exception . À mon grand-père FATOUMI HANACHI et les membres de la famille FATOUMI , et la famille BOUDISSA et A mon grand-père BELABES BOUDISSA

Mes chères cousine Nesrine , Amel et À mes tantes et mes cousines, cousins

A Mes chéres amis : Mounia , ibtissem ,imene

A toute la promotion MASTER 2022-2023 MICROBIOLOGIE , MERCI à tous d'être la pour moi . Je vous souhaite un avenir plein de joie de bonheur, de réussite, et de sérénité.

Yasmine fatoumi

Dedicaces :

Au nom de Dieu, nous avons commencé et au nom de Dieu, nous avons atteint la fin, pour un nouveau commencement, la louange et les premiers remerciements à Dieu.
Je dédie mes années d'études et pas seulement ce travail à moi-même d'abord, en son honneur, pour les pas que j'ai faits sans recourir à personne, à ceux qui ont monopolisé le sommet sur un certain groupe, à tous ceux qui ont attendu ce moment, qu'ils le croient ou se moquent, à mon père qui m'a attendu longtemps et a beaucoup sacrifié, à ma mère qui a imité le nœud du début, et qui a accompagné mes pas jusqu'à la fin...
À mes frères Yahai, qui ont toujours compris mes sentiments sans avoir besoin de m'expliquer, Tarek, Ibrahim El-Khalil et Malek qui me considéraient comme un modèle et un soutien pour eux, à mes tantes, en particulier Rabia, le soutien matériel et moral, à mes tantes, oncles et leurs enfants, à mon grand-père Abdel Rahman, qui n'a jamais parié sur mon succès, car il était sûr de lui comment ne pas m'apprendre à rêver, et à mon autre grand-père, que Dieu ait pitié de lui, qui attendait le jour de ma remise des diplômes, mais nous sommes partis il y a des mois...
À mes grands-mères, qui m'ont comblée de prières, à toutes les familles d'Aouf et de Shelihi.
A mes amies ;
Et à tous ceux qui m'ont appris les lettres et qui ont planté de la force en moi. Je profite de cette occasion pour vous transmettre mon amour et mon action de grâce.

Merci beaucoup.

Fadila fatima elzahraa

Liste des figures. Liste des tableaux.

Introduction générale 1

CHAPITRE I : Généralités

I la volaille..... 4
I-1-1- Quelle que espèces de volailles 4
I-1-1-a- Les poules *(Gallus gallus domesticus*) 4
I-1-1-b- le dindon (*meleagris gallopavo*).....5
I-1-1-c- la caille 6
I-1-1-d- Les oies **7**
Les principales races d'oies d'élevage.....7
Les principales races d'oies d'élevage... 7
Type de nourriture **6**
I-2 –Anatomie de l'appareil digestif..... 8
I-2 -1- le bec.....9
I-2 -2-Glande salivaires... 10
I-2 -3-L'ŒSOPHAGE 10
I-2 -4- Jabot... 11
I-2 -5- Estomacs 11
I-2 -6- Intestin 11
I-2 -7- LE DUODENUM 11
I-2 -8-Jéjunum 12
I-2 -9- L'iléon... 12
I-2 -10- Les caeca.....13
I-2 -11- LE rectum... 13
I-2 -12 -LE CLOAQUE 13
I-2 -13- la flore intestinale... 13
I-2 -14- Les Glandes annexes.....13
I-2 -14-a- LE PANCRÉAS 13
I-2 -14-b- LE FOIE 13

Chapitre II : coccidiose aviaire

II .1. Historique **17**
II .2. Définition **17**
II .3.L'importance de la maladie **17**
II.3.1. Importance médicale... 17
II.3.2. Importance économique 17

II .4.Etiologie..... 18
II.4.1.Taxonomie. 18
II .4.2.Identification des espèces *Eimeria.* 20

II.4.2.a. *Eimeria* chez le poulet 20
II.4.2.b. *Eimeria* chez la dinde 23
II.4.2.c. *Eimeria* chez la caille 24
II.4.3. Structure et morphologie du parasite 25
II.4.3.1.Cycle de développement de l'espèce Eimeria... 26
II.4.3.1.1. L'oocyste 32
II.4.3.1.1.1. Phase exogène.....32
II.3.3.1.1.1. a - Oocyste non sporulé... 32
II.3.3.1.1.1.b. L'oocyste sporulé 33
II.4.3.1.1.2. Phase endogène... 34
II.4.3.1.1.2.a. Le sporozoïte d'Eimeria 34
II.4.3.1.1.2.b. Le Trophozoïte 36
II.4.3.1.1.2.c. Le Schizonte primaire 36
II.4.3.1.1.2.d. Le mérozoïte 36
II.4.4. Cycle évolutif des coccidies du genre Eimeria.....37
II.4.4.a . La Sporogonie..... 38
II.4.4.b. Excystation 38
II.4.4.c.Invasion cellulaire 38
II.4.4.d. Mérogonie ou schizogonie 39
II.4.5. Propriétés physico - chimiques des Eimeria 41
II.4.5.1 Les conditions de sporulation..... 42
II.4.5.2 Mode d'infection.....43
II.4.5.3 Pathogénie 43
.1. Lésions épithéliales 43
.2. Destruction des cellules épithéliales parasitées...**44**
.3. nutriments 44
.4. Diarrhée *45*
.5 Elévation de la flore bactérienne cæcale.....*45*
B. Action immunogène *45*
II.4.5.4 symptômes..... 46
II.4.5.5 Les lésions *46*
II.4.6. Diagnostic.....47
*Diagnostic clinique..... .....*47
Diagnostic expérimental.....47

.1. Examen coprologique.....47

2. Examen microscopique.....47

3. Autre examen.....47

II.4.7. Traitement ***48***

II.4.8.Prophylaxie.....***48***

II.4.8.1.Contrôle par chimiothérapie.....50

II.4.8 .2. Prévention avec vaccination planifiée.....50

...

II.4.8 .2. 1 Vaccins vivants virulents.....*50*

II.4.8 .2.2Vaccins inactivés injectables.....50

.

CHAPITRE III : Partie expérimentale

III -1-Objectif du travail.....*52*

III -2- Présentation de la région d'étude.....52

III -2-1 - situation et limite de la région d'étude..... 52

III -3-Matériel et méthodes *53*

III -3-1 - Fiche d'enquête 53

III -3-2 – Prélèvements..... 53

III -3-2 -1- Méthode de récolte..... 53

III -3-2 -1 -a- matière fécales..... 53

III -3-2 -1 -b- Autopsie (fragment d'intestin) 54

III -3-2-2-1- Matériel de récolte..... 55

III -3-2-2-2- Appareillage biologique 56

III -3-2-2-3-. Appareillage non biologique 56

III -3-2-3- Travail de laboratoire.....57

A.Technique de contrôle de la présence d'oocyste dans les prélèvements (coproscopie qualitative) 57

III -4- Résultats et discussion 58

III-4-1-Résultats 58

III-4-1-1- Observations générales lors de l'échantillonnage..... 58
III-4-1-2- Informations obtenues des producteurs de volailles dans la région de Médéa 60
III-4-1-3- Résultats de recherche de la coccidiose (technique de flottaison) 60

III-4-1-3-a résultat du poulet 62
III-4-1-3-b- résultat de la poule pondeuse ..... .63
III-4-1-3-c- résultat du canard 64
III-4-1-3-d- résultat de la dinde 64
III-4-1-3-e- résultat de la caille 65

III-4-1-4 résultat des lésions 66

Au niveau macroscopique (l'autopsie).....61
Au niveau microscopique 62

III-4-2- Discussion 77

Conclusion générale.....79

Références bibliographiques.....83

Annexe 88

Liste des figures

Chapitre 1

Figure 1 : photo de poules.....4

Figure 2 : photo d'un dindon 5

Figure 3 : photo d'une caille 6

Figure 4 : photo d'oie 8

Figure 5: vue latérale du tractus digestif du poulet après autopsie 9

Figure 6 : les différents becs des volailles 10

Figure 7 : les glandes salivaires de la poule.....10

Figure 08: Caractéristiques de l'appareil digestif des oiseaux.....14

Figure 09: Schéma de l'appareil digestif chez le poulet (Auteur : JeanMichelRepérant / Source: Anses).....15

Chapitre 2

Figure 10 : Classification du genre *Eimeria* 19

Figure11 : Localisation des différentes espèces Pathogènes chez le poulet 21

Figure12 : Oocystes des sept *espècesd'Eimeria*. 22

Figure 13: Cinq espèces *d'Eimeria* de dinde généralement associées à la maladie. Les oocystes *d'Eimeria*, la localisation de l'infection le long de l'intestin.....23

Figure 14 : Représentation schématique des étapes du cycle évolutif des coccidies (Yvoré et al., 1982). Cycle évolutif monoxène direct long.....26

Figure 15 *: A , B , C :* Photomicrographies d'oocyste d'Eimeria bateri(Marcel, 2004) - Se localisé au niveau d'intestin grêle (jéjunum, élion) (Marcel, 2004).....27

Figure16: *:* Oocyste d'Eimeria coturnicis sporulé (Gr. X 40)(Smai, .2021).....28

Figure 17 : Dessin au trait composite des oocystes sporulés, récupérés à partir decaillesjaponaises, avec des variations de corps stieda et substieda **(Marcel, 2004).....29**

Figure 18 : *Eimeria adenoeides* ; *Eimeria meleagrimitis*.....*31*

Figure19 : ***A :*** image d'un Oocyste non sporulé observé sous microscope optique (Grossissement x40). (Photo personnelle, 2023).....33

Figure20 : Représentation d'un oocyste sporulé, Image d'un oocyste sporulé (contenant quatre sporocystes) observé sous microscope optique (Bouhelier, 2005).....34

Figure 21 : Le sporozoïte 35

Figure 22 : Morphologie du mérozoite du genre Eimeria (Dubremetz, 1975)....37

Figure 23 : Cycle de vie d'un parasite intracellulaire avec gamogonie.....40

Figure 24 : Cycle biologique des coccidies du poulet (McDougald, 2003**).** (03 /06/2023, 21 :58).....41

Chapitre 3

Figure 25 : carte géographique de la Wilaya de Médéa (anonyme 2).....53

Figure 26: prélèvement de la matière fécal (photo personnelle 202).....54

Figure 27: autopsie de poulet (photo personnelle, 2023).....55

Figure 28: autopsie de caille (photo personnelle, 2023).....55

Figure 29 : méthode de récolte des échantillons (personnel 2023).....55

Figure 30: préparation de la solution d'NaCl (photo personnelle, 2023).....57

Figure 31 : Etapes de la coproscopie qualitative (Photo personnelle 2023)....58

Figure 32: Observations générales lors de l'échantillonnage (Photo originale, 2022).....58

Figure 33 : graphique représentant le nombre des cas en fonction de leur positivité ou négativité.....62

Figure 34 : graphique représentant le nombre des cas en fonction de leur positivité ou négativité.....63

Figure 35 : graphique représentant le nombre des cas en fonction de leur positivité ou négativité.....64

Figure 36 : graphique représentant le nombre des cas en fonction de leur positivité ou négativité.....65

Figure 37: graphique représentant le nombre des cas en fonction de leur positivité ou négatif.....65

Figure 38: l'observation macroscopique (l'œil nu) de l'intestin grêle enflammé de poulet 6 (prise personnelle, 2023).....63
Figure 39 : l'observation macroscopique (l'œil nu) de duodénum de poulet 2présente un début d'inflammation (prise personnelle, 2023).....67

Figure 40 : coupes histologiques des duodénum de poulets de chair vue par microscope optique au gx40 (prise personnelle, 2023).....68

Figure 41: histologiques du caecum de poulets de chair vue par microscope optique au gx40 (prise personnelle, 2023).....69

Figure 42 : Coupe histologique présente l'existence du parasite de genre Eimeria au niveau De L'iléon chez le poulet . -Observation microscopique au gx40.....70

FIGURE 43 : Observation microscopique au G x40.....71

FIGURE 44: Observation microscopique au gx10.....72

Figure 45 : coupe histologique de jéjunum de la caille (sujet 1 et 2) vue par microscope optique gx40 (prise personnelle, 2023).....73

Figure 46 : coupe histologique de l'élion de la caille vue par microscope optique au gx40 (prise personnelle, 2023).....74

Figure 47 : coupes histologiques de la dinde vue par microscope optique au gx40 (prise personnelle, 2023).....75

Figure 48 : coupes histologiques de la dinde vue par microscope optique au gx4 (prise personnelle, 2023).....76

Liste des tableaux

Chapitre 1

Tableau 1 : classification de la poule domestique 5

Tableau 2 : classification du dindon 6

Tableau 3 : Classification de la caille japonaise 7

Tableau 4 : Tableau de la longueur et le calibre de l'anse duodénale 12

Tableau 5 : Tableau de la longueur et le calibre du jéjunum chez quelques espèces 12

Tableau 6 :La longueur et le calibre de l'iléon chez certaines espèces 13

Chapitre 2

Tableau 7 : Forme, Paroi, Temps de sporulation, Taille et Localisation 22

Tableau 8: représentant les caractéristique d'Eimeria chez la dinde.....24

Tableau 9 : Caractéristiques des principales espèces parasitaires de la coccidiose notées chez la caille D'après BRUGERE-PICOUX et SILIM(1992)..... 25

Tableau 10 : Méthode de Johnson et Reid **(Johnson et Reid, 1970)** 46

Tableau 11 : Vue d'ensemble des méthodes préventives les plus utilisées pour contrôler la coccidiose**.....49**

Chapitre 3

Tableau 12: Nombre, aspect, couleur, élevage dans chaque région de la wilaya de Médéa.....59

Tableau 13 : l'observation et l'interprétation des résultats.....61

Tableau 14 : Présence coccidienne suivant les région.....62

Tableau 15 : Présence coccidienne suivant les régions.....63

Tableau 16 : Présence coccidienne suivant les régions.....64

Tableau 17 : Présence coccidienne suivant les régions.....64

Tableau 18 : Présence coccidienne suivant la régions.....65

Introduction générale

La filière avicole algérienne a connu un essor des plus spectaculaires depuis les années 1980 et ce, grâce à l'intervention de l'état. Ceci a permis d'améliorer la ration alimentaire du point de vue protéique et de faire vivre actuellement des millions de personnes.(2) De nos jours l'aviculture a beaucoup évolué puisque les élevages de poulet de chair ont été renchéris par ceux de la dinde, de la caille , du canard et autres .

La coccidiose a été le premier fléau parasitaire de la production avicole. C'est une parasitose intestinale, très fréquente, causée par des protozoaires du genre *Eimeria*, avec une distribution mondiale. Elle est très fréquente chez les jeunes oiseaux au cours de la deuxième semaine de vie, sur tout dans les élevages sur terre et résulte d'une perturbation de l'équilibre entre la réceptivité du parasite et celle de l'hôte.

L'afflux des protozoaires intracellulaires *Eimeria* dans l'intestin provoque diverses perturbations homéostatiques avec perte de poids observable. A titre d'exemple, une infection par l'espèce *E. tenella* provoquera une diarrhée sanglante pouvant entraîner la mort.

Leuwenhoek a découvert les coccidies en 1674 lorsqu'il trouva dans les canaux hépatiques du lapin des corpuscules qui ne pouvaient être que des oocystes d' *Eimeria stiedae* .La famille des Eimeridées compte environ 25 genres dont les mieux connus sont les genres *Eimeria* , *Isospora* et *Tizzeria*
,le genre *Eimeria* est presque le seul observé chez la volaille.

Appartenant à la classe des sporozoaires, les coccidies notamment du genre *Eimeria* ont des traits communs avec le genre *plasmodium*, agent de la malaria, mais ils en différent parce que leur cycle évolutif a besoin d'un hôte unique, c'est à dire leur phase de multiplication ou schizogonie et leur phase de reproduction se déroulent dans un même hôte (on parle alors de cycle monoxène) et culminent par la production d'oocystes [1]

La présente étude se veut pour objectif d'identifier les espèces d'*Eimeria* responsables de la coccidiose aviaire chez différentes espèces de volaille (poulet, caille, oie , canard et dinde) ainsi que les facteurs influant cette parasitose aviaire dans la wilaya de Médéa.

Cette identification des espèces d'Eimeria s'est faite à partir d'un certain nombre d'échantillons fécaux de différentes espèces de volaille et ce, à fin de déterminer leur prévalence dans la région de Médéa.

Pour ce faire, notre étude s'est focalisée sur deux axes principaux :Le premier étant une recherche bibliographique consacrée à l'anatomie de l'appareil digestif des différentes espèces de volaille ainsi que l'étude de la coccidiose rapportée dans la littérature. Le deuxième axe se veut une recherche expérimentale qui présente des résultats obtenus suite à des techniques d'identification des espèces d'Eimeria.

Chapitre I :Généralités

I-1 la volaille :

Une volaille est un oiseau domestique, appartenant généralement aux gallinacés ou aux palmipèdes, élevée pour sa chair, ses plumes, ses œufs. L'échelle d'élevage des volailles va de l'intensif industriel spécialisé pouvant regrouper des centaines de milliers d'individus à l'élevage paysan [3] . La consommation de volaille en Algérie a continué de croître au cours des deux dernières décennies, à un rythme estimé à 10 % par an, contre 2 à 3 % dans le monde **[4].**

***I-1-1-*Quelleques espèces de volailles :** parmi eu en cite : poule, poulet, canard, dinde, pigeon, pintade, caille… **[5].**

I-1-1-a-Les poules (Gallus gallus domesticus) : La poule ou coq ou encore poulet domestique (Gallus gallus domesticus) est une espèce d'oiseau de l'ordre des Galliformes. Cette espèce est élevée à la fois pour sa chair dans quel cas le terme générique pour le désigner est volaille, pour ses œufs, et parfois pour ses plumes. Il existe de nombreuses races, sous-espèces principalement issues de la domestication d'une espèce sauvage particulière (**consulté le tableau1**), le Coq doré. La poule est un animal terrestre et nidifuge. La longévité de la poule peut atteindre 18 ans, mais bien souvent la poule vieillit mal et présente une mauvaise santé qui lui fait rarement dépasser 12 ans. La ménopause survient vers 7-9 ans, lorsque les ovocytes de l'ovaire unique (le gauche) sont épuisés **[6].**



Figure 1 : *photo de poules (anonymes1 [7]).*

Tableau 1 *: classification de la poule domestique* ***[7].***

Classification	
Règne	*Animalia*
Embranchement	*Chordata*
Classe	*Aves*
Sou-Classe	*Galliformes*
Famille	*Phasianidae*
Genre	*Gallus*
Espèce	*Gallus gallus*

I-1-1-b- le dindon (meleagris gallopavo):

Le dindon et sa femelle la dinde, sont les animaux domestiques emblématiques de nos basses-cours. La dinde, à la chair maigre en teneur en protéines élevée, est une volaille particulièrement appréciée pour sa viande et compose le met traditionnel de nos repas de Noël. Imposant par sa taille, le dindon est très reconnaissable notamment par ses cris perçants et désagréables. C'est une espèce d'oiseau galliforme de la famille des phasianidés (voir le tableau 2). Il est originaire d'Amérique et a été introduit en Espagne vers 1500, pour s'étendre ensuite dans toute l'Europe. **[8]**



Figure 2 : *photo d'un dindon[9]*

Tableau 2 : *classification du dindon* ***[9]***

Classement	
Règne	*Animalia*
Embranchement	*Chordata*
classe	*Aves*
Ordre	*Galliformes*
Famille	*Phasianidae*
Gêner	*Meleagris*
Espèce	*Meleagris gallopavo*

I-1-1-c- La caille : Les cailles sont de petits oiseaux migrateurs (15 cm de longueur environ) de la sous-famille des *Perdicinae*. Elles ressemblent beaucoup aux perdrix, bien que plus petites. Ce terme serait d'origine germanique. Ces oiseaux sont un gibier recherché. Elles se nourrissent de graines au sol, d'insectes et parfois de petites proies **[10].** La caille d'élevage appartient à la famille des phasianidés. Il s'agit de gallinacés facilement élevables sans trop d'infrastructure. Les cailles sont élevées depuis très longtemps pour leur chair et leurs œufs **[11].**



Figure 3 : *photo d'une caille*

Selon (CHANG ,.et al. ,2005), la caille japonaise fait partie de:

Tableau 3 : *Classification de la caille japonaise*

Classification	
Règne :	*Animalia*
Embranchement:	*Chordata*
Classe:	*Aves*
Ordre :	*Galliformes*
Famille:	*Phasianidae*
Genre:	*Coturnix*
Espèce:	*Coturnix japonica*

I-1-1-d- Les oies :

Gros oiseau (anatidé) à silhouette massive, cou allongé, bec large, pattes palmées, plumage brun ou gris, herbivore, migrateur, répandu dans tout l'hémisphère Nord [12]. Une oie vit une dizaine d'années en moyenne. La taille, le poids et la couleur varient selon les différentes espèces d'oies qui existent en grand nombre.

Les principales races d'oies d'élevage :

Les oies blanches, Les oies normandes, Les oies cendrées, Les oies de Toulouse[13].

Type de nourriture :

L'oie cendrée mange de l'herbe, des plantes aquatiques (roseaux), des graines, des fruits qu'elle trouve dans l'eau ou dans les prairies inondées[14].

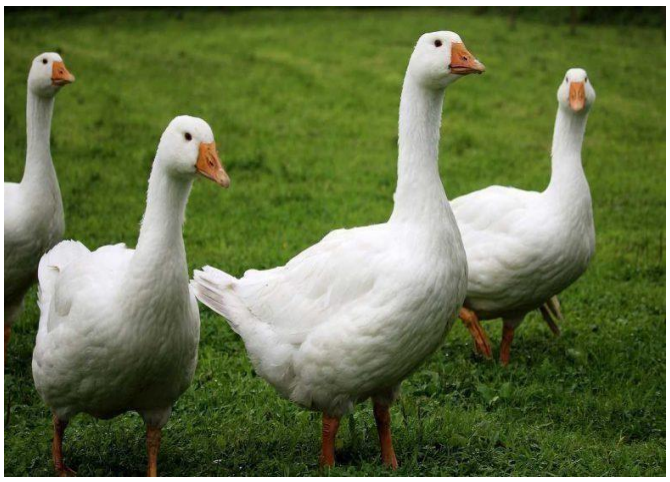


Figure 4 : *photo d'oies*

I-2 –Anatomie de l'appareil digestif :

Les volailles présentent de nombreuses particularités anatomiques et physiologiques par rapport aux mammifères. En effet, malgré la très grande hétérogénéité entre les différentes espèces aviaires, l'appareil digestif des volailles reste marqué par l'adaptation au vol, même chez les espèces qui ont perdu cette aptitude. Cette adaptation morphologique et fonctionnelle se trouve au niveau de la totalité des appareils et plus particulièrement l'appareil digestif.

Le tube digestif malgré les différences de régime alimentaire est doué d'une grande capacité d'absorption qui permet de découvrir le métabolisme basal élevé de cette espèce.[15] Est constitué par le bec, le gésier, l'œsophage ,le jabot , estomacs , intestin débouchant dans le cloaque puis l'anus et les glande annexes
fois et pancréas, glandes salivaire .[16]

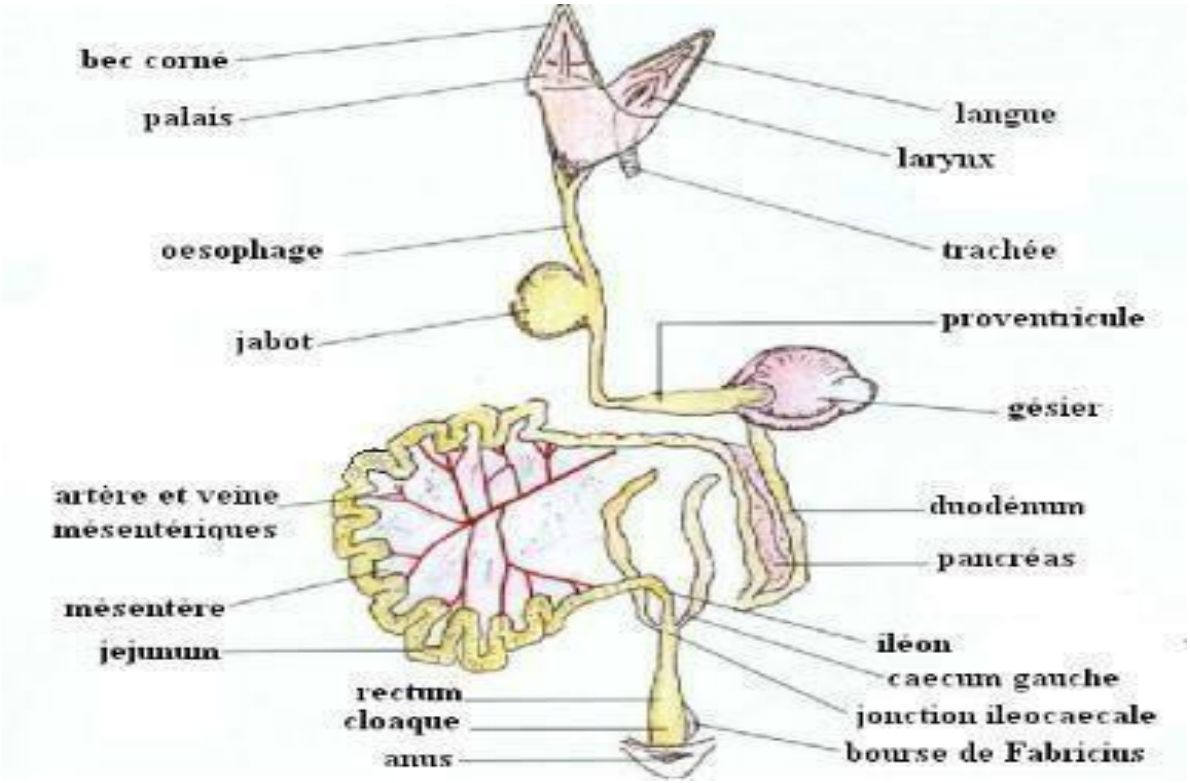


Figure 5: *vue latérale du tractus digestif du poulet après autopsie (VILLATE D. 2001).*

I-2 -1- le bec :

Le bec est utilisé avant tout pour la préhension des aliments, il offre une grande diversité de formes dans la classe des oiseaux qui est souvent le reflet d'une adaptation à un régime alimentaire particulier. Le bec lamellé du Canard lui permet de filtrer la vase. Le bec cylindrique et très long de la Bécasse lui permet de rechercher des vers et les larves dans le sol. Les becs forts et coniques (Poules, Dindons, Canaris, etc.…) sont les moins spécialisés mais témoignent plutôt d'un régime granivore. La forme du bec est un des éléments importants utilisés pour la classification scientifique ou taxonomie des oiseaux. La partie visible du bec est une production cornée ou rhamphothèque. Au même titre que les griffes, sa croissance est continue. Elle doit être compensée par une usure régulière par frottement des deux mâchoires entre elles, sur les aliments ou sur des objets non comestibles.

Le bec est composé de deux parties : dorsalement la maxille ou mandibule supérieure ; ventralement la mandibules ou mandibule inférieure. .[15]

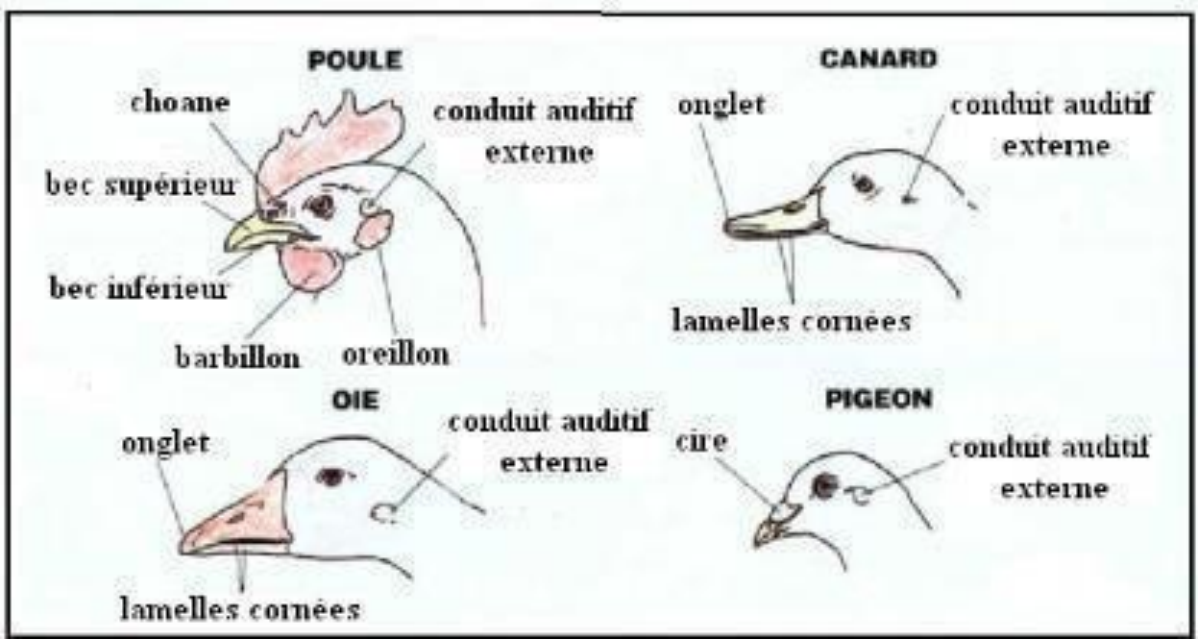


Figure 6 : *les différents becs des volailles (VILLATE. D 2001).*

I-2 -2-Glande salivaires :

sont plus nombreuse mais moins développées que celles des mammifères, elles sont bien représentées chez les oiseaux granivores comme la poule et peuvent contenir un équipent enzymatique et un rôle dans la lubrification des aliments avant leur ingestion et a l'humidification du gésier, et elles participant a la régulation thermique des oiseaux .[16]



Figure 7 : les glandes salivaires de la poule (VILLATE D. 2001).

I-2 -3-*L'ŒSOPHAGE :*

L'œsophage est un organe tubuliforme musculomuqueux qui assure le transport des aliments de la cavité buccale à l'estomac. Il est situé dorsalement puis à droite de la trachée dans son trajet cervical. Avant de pénétrer dans la cavité thoracique chez certaines espèces dont la Poule et le Pigeon, il se renfle en un réservoir, le jabot. Dans sa portion intrathoracique, l'œsophage redevient médian et dorsal à la trachée. Il dévie vers la gauche après la bifurcation bronchique (syrinx) puis passe

dorsalement aux gros vaisseaux du cœur avec lesquels il adhère quelque peu. Il se termine dorsalement au foie en s'abouchant au pro-ventricule.

L'œsophage est tapissé dans toute sa longueur d'une muqueuse aux plis longitudinaux très marqués. Il possède une musculature longitudinale interne très développée et est très dilatable (surtout chez les Rapaces et les oiseaux piscivores .[15]

I-2 -4- Jabot *:le jabot est un organe bien individualisé sous forme d'un renflement constant ,il est variable dans sa forme et son activité glandulaire sécrétoire .chez les gallinacés, c'est une poche palpable sous la peau à la base du cou [16].*

I-2 -5- Estomacs : l'estomac des oiseaux est composé de deux parties distinctes :

Une partie glandulaires (pro ventricule): c'est l'estomac sécrétoire Une partie musculaire (gésier): c'est l'estomac broyeur , qui écrase les aliments par un effet de meule permis par sa puissance musculaire .[16]

I-2 -6-* Intestin *: le développement de l'intestin est en fonction du régime alimentaire des oiseaux il est court chez les oiseaux et long chez les phytophages (mangeur de plantes, herbivores granivores) son calibre régulier et peu différencié , ses parois sont épaisses pour : le duodénum, les caeca et le colon et plus fin pour les autres parties l'intestin grêle des oiseaux est devisé en 3 partie : duodénum , le jéjunum , et l'iléon qui débauche dans le colon, puis le cloaque deux appendices sont accolés a la jonction iléon-colon ce sont les caeca [17]

I-2 -7- **LE DUODENUM:** Le duodénum est la portion de l'intestin qui fait suit l'estomac. Il débute au pylore puis forme une grande anse qui enserre le pancréas. Cette anse est la partie la plus ventrale de l'intestin dans la cavité abdominale. Elle contourne caudalement le gésier et dorsalement elle est en rapport avec les caecum. Le duodénum reçoit deux ou trois canaux pancréatiques et deux canaux biliaires au niveau d'une même papille.
L'emplacement de cette papille marque la fin du duodénum et le début de l'iléon. (Voir tableau 1). [18]

Tableau 4: Tableau de la longueur et le calibre de l'anse duodénale

	Longueur l'an en cm	Calibre en cm
Poule	22-35	0.8-1.2
Canar	22-38	0.4-1.1
d	40-49	1.2-1.6
Oie	12 -22	0.5 -0.9
Pigeon		

I-2 -8-Jéjunum : Il est divisé en deux parties

- L'une proximale qui est la plus importante : tractus du Meckel. Petit nodule, est parfois visible sur le bord concave de ses courbures.

- L'autre distale qui s'appelle l'anse supraduodénale. *[18]*

Tableau 5 :Tableau de la longueur et le calibre du jéjunum chez quelques espèces

Calibre en cm	Longueur en cm	
0.6-1.0	85-120	Poule
0.4-0.9	90-140	Canard
1.3-1.7	150-185	Oie
0.35-0.7	45-72	Pigeon

I-2 -9- L'iléon : Il est court et rectiligne, son diamètre et sa longueur sont variables en fonction des espèces. (Voir le tableau 6). (VILLATE D. 2001; ALAMARGOT J. 1982). [18]

Tableau 6 *:La longueur et le calibre de l'iléon chez certaines espèces.*

	Longueur en cm	Calibre en cm
Poule	13-18	0.7-1.0
Canard	10-19	0.4-0.8
Oie	20-28	1.0-1.5
Pigeon	8-13	0.3-0.5

I-2 -10- Les caeca : sont des diverticules en cul de sac situés a la jonction iléon-colon ,ils ne sont pas présents chez tout les oiseaux ,bien développés chez la poule , petits chez les canard et l'oie , absents chez les perroquets , les rapaces et les pigeons .[19]

I-2 -11- LE RECUM : Le rectum fait suite à l'iléon et débouche dans le cloaque. Le diamètre du rectum est à peine plus grand que celui de l'iléon.A l'inverse des mammifères, le rectum des oiseaux présente des villosités.Le rectum réabsorbe l'eau de son contenu (fèces et urines), ces fonctions lui ont valu parfois le nom de colorectum. (ALAMARGOT. J 1982). [18]

I-2 -12 -LE CLOAQUE : Le cloaque est la partie terminale de l'intestin dans laquelle débouchent les conduits urinaires et génitaux. Il est formé de trois régions séparées par deux plis transversaux plus ou moins nets [18] : *Le coprodéum ,L'urodéum, Le proctodéum*

I-2 -13- la flore intestinale : formée essentiellement des bactéries et levures

-Type colibacille : 10^{6} à 10^{8} /g de contenu intestinal

-Type entérocoque : 10^{4} à 10^{6} /g

-Type sulfitoréducteur .10^{3} à 10^{4} /g ce sont les germes anaérobies facteurs d'entérites nécroptiques . [17]

I-2 -14- Les Glandes annexes :

I-2 -14-a- LE PANCRÉAS : Le pancréas est une glande amphicrine (endocrine et exocrine), compacte, blanchâtre ou rougeâtre, enserrée dans l'anse duodénale. Le pancréas est issu de trois ébauches séparées qui se constituent en deux lobes (un lobe ventral et un lobe dorsal). Le suc pancréatique se déverse dans le duodénum par deux ou trois canaux qui s'abouchent au même niveau que les canaux hépatiques. [18].

I-2 -14-b- LE FOIE : Le foie est un organe volumineux rouge sombre. C'est la glande la plus massive de tous les viscères (33 gr environ chez la poule). Le foie repose sur le sternum, il est séparé des parois thorco-abdominales par les sacs aériens. Il est soutenu par quatre ligaments (falciforme, coronaire, gastrohépatique et hépatoduodénal). Sa face ventro-médiale porte les

impressions splénique, stomacale et intestinale. Le foie est constitué de deux lobes réunis par un isthme transversal qui renferme partiellement la veine cave caudale. Le lobe gauche plus petit que le lobe droit, il est généralement marqué d'un sillon longitudinal qui délimite le lobe accessoire du lobe gauche. Dans leur portion crâniale, les deux lobes entourent complet les ventricules du cœur. Les deux lobes déversent la bile, par deux conduits séparés. Le canal du lobe gauche (canal hépatique gauche) s'abouche directement dans l'intestin. Le canal du lobe droit (canal hépatique droit) se renfle d'abord en vésicule biliaire (sauf chez le Pigeon, certains Perroquets et l`Autriche) avant de se jeter dans le duodénum. Il porte le nom de canal cholédoque.[18]

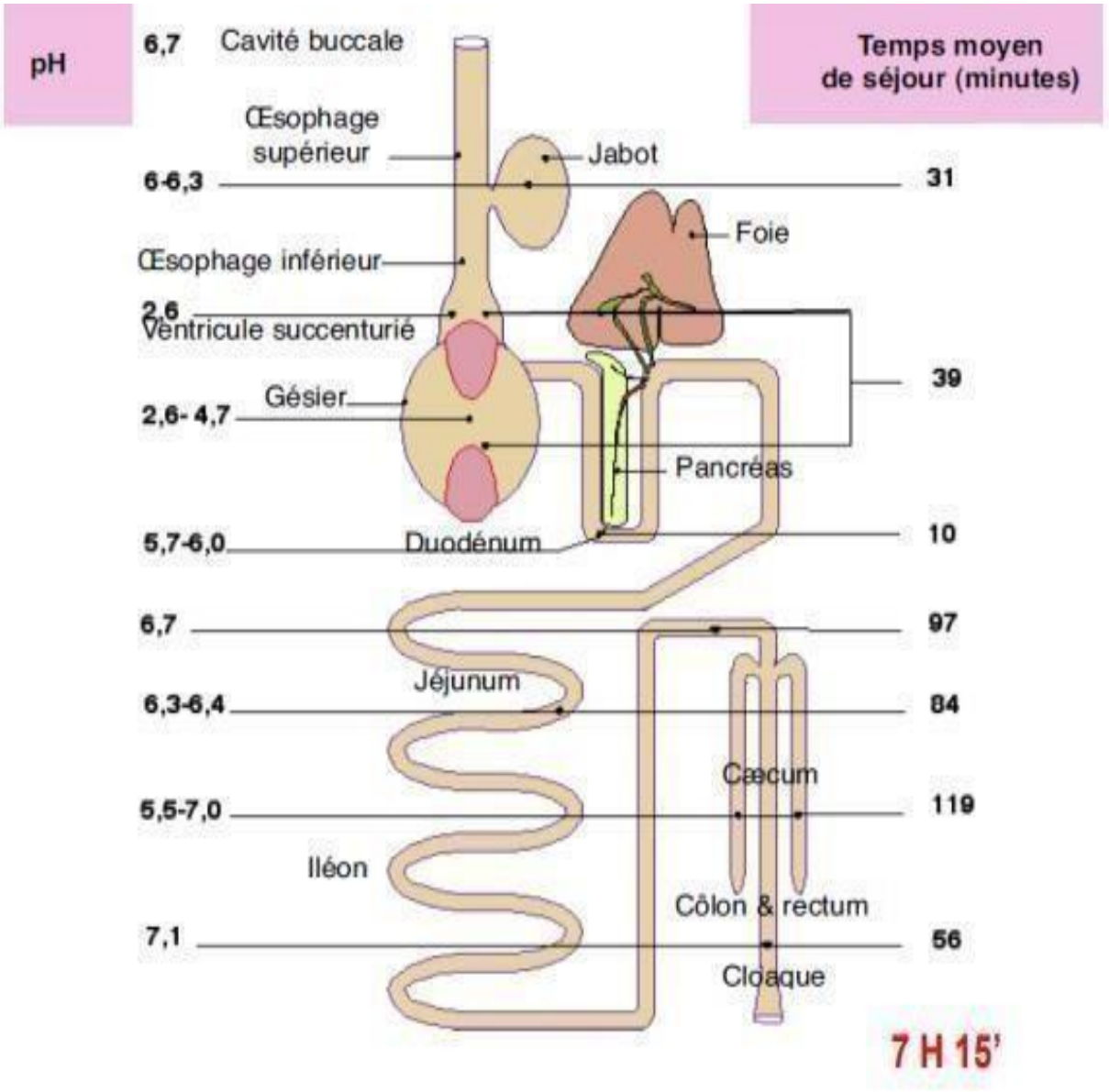


Figure 08: Caractéristiques de l'appareil digestif des oiseaux.[20]

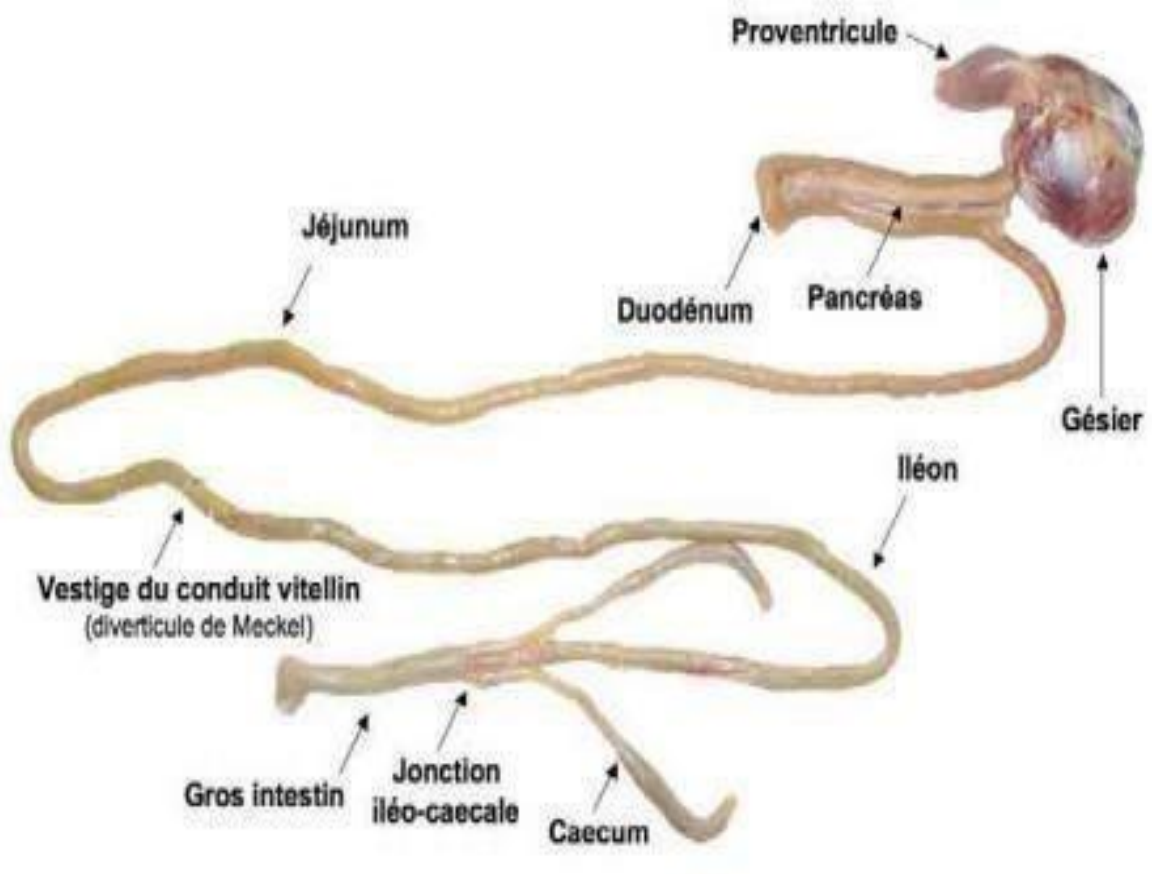


Figure 09: Schéma de l'appareil digestif chez le poulet (Auteur : JeanMichel Repérant / Source : Anses).[21]

Chapitre II : la coccidiose aviaire

II .1.Historique :

Les premières observations de coccidies reviennent à l'époque de la découverte du microscope faites par *Antonie* Van LEUWENHOEK en 1674, il les décrivit comme des corpuscules ovales présents dans les canaux biliaires du lapin.

En 1865, STIEDA reconnaissait la nature parasitaire de ces corpuscules et les nomment Moncytis stiedae. Et en 1870, *EIMER* découvre chez la poule un parasite qu'il estime être une coccidie **[22].**

Il a fallut attendre 1891 pour que RAILLIET et LUCET signale nt la présence dans les caecums d'un poussin des oocystes de coccidies ,aux quels ils donnent le nom de Coccidium tenellum Les recherches poursuivies de 1923à 1932 par TEZZER, THEILER - JONES et JOHSON montrent qu'il existe des espèces distincte *d'Eimeria* , spécifique à l'épithélium intestinal , provoquant la coccidiose chez les poulets **[22] .**

II .2.Définition

La coccidiose est une maladie parasitaire infectieuse, transmissible, contagieuse. Ce protozoaire digestif est dû à la multiplication, dans les cellules de la muqueuse de l'intestin ou des cæcums de coccidies pathogènes spécifiques de la famille des Emeriidés. Elle est caractérisée cliniquement par les différentes formes : les formes graves se traduisent par des troubles digestifs mais il existe également des formes sub-cliniques qui se traduisent par des baisses de production et ont une incidence économique [23].

II .3. L'importance de la maladie

La coccidiose présente à la fois une importance médicale et surtout une importance économique. Elle se traduit par un taux de mortalité pouvant atteindre 80 à 100% de l'effectif **[24]**. Selon la classification de l'organisation mondiale de la santé animale (O.I.E), cette protozoose occupe le premier rang des maladies parasitaires des volailles **[25].**

II .3.1.Importance médicale :

En Grande-Bretagne, le coût de la médication a été estimé à 8.274.000 livres sterling en 1999 ***[26] .***

II .3.2.Importance économique :

La coccidiose est une infection ayant d'importante répercussions économiques : elle provoque soit de la mortalité soit une forme sub-clinique avec une baisse du rendement et de la qualité. On estime que la coccidiose représente 17% des pertes en élevage industriel **[23].**

Le coût annuel dans le monde de cette maladie est de 800 millions de dollars **[26].**

II .4.Etiologie :

Les parasites d' *Eimeria* font partie de la famille des apicomplexa , un groupe d'agents pathogènes de haute importance économique, vétérinaire et médicale. Les parasites *apicomplexes* sont caractérisés par un complexe d'organelles apicales comportant des protéines essentielles aux différentes étapes d'invasion et de développement à l'intérieur de la cellule de l'hôte. Les Eimeriasont monoxènes et se développent spécifiquement dans les entérocytes de l'épithélium intestinal **[27].** plusieurs espèces *d'Eimeria* sont reconnu, chaque volaille a ses propre espèces qui va de la plus pathogène à la moins pathogène. Les différentes espèces ont tendance à se développer dans les différentes parties de l'intestin.

Les ventricules du cœur. Les deux lobes déversent la bile, par deux conduits séparés. Le canal du lobe gauche (canal hépatique gauche) s'abouche directement dans l'intestin. Le canal du lobe droit (canal hépatique droit) se renfle d'abord en vésicule biliaire (sauf chez le Pigeon, certains Perroquets et l`Autriche) avant de se jeter dans le duodénum. Il porte le nom de canal cholédoque.[18] .

II.4.1. Taxonomie :

Phylum (= embranchement) :	*Apicomplexa*
Classe :	*Coccidea*
Ordre :	*Eimeriida*
Famille	*Eimeriidés*
Genre :	*Eimeria*
Espèces	**Poulet** *: Eimeria Brunetti , E. maxima , E. necatrix, E.tenella , E. acervulina, E. mitis, E.praeco* **Dinde** *: E.melegrimitis, E.adenoeide, E.gallopavonis, E.meleagridis, E.dispersa* **Caille :** E.uruza, E.bateri, E.coturnicis, E.tsunodai, E.toldykurgamica. **Canard :** E.truncata , E.mivat E,anseris, E.hermani, E.gruis,E.reichenowi, E.tenella. **Oie :** E.anseris, E.truncata, E.columbarum, E.kofoidi.

Figure 10 : Classification du genre Eimeria **[30]**

II.4.2. Identification des espèces Eimeria

L'identification des espèces Eimeria chez les volailles repose sur lescritères énumérés ci - dessous **[33]** :

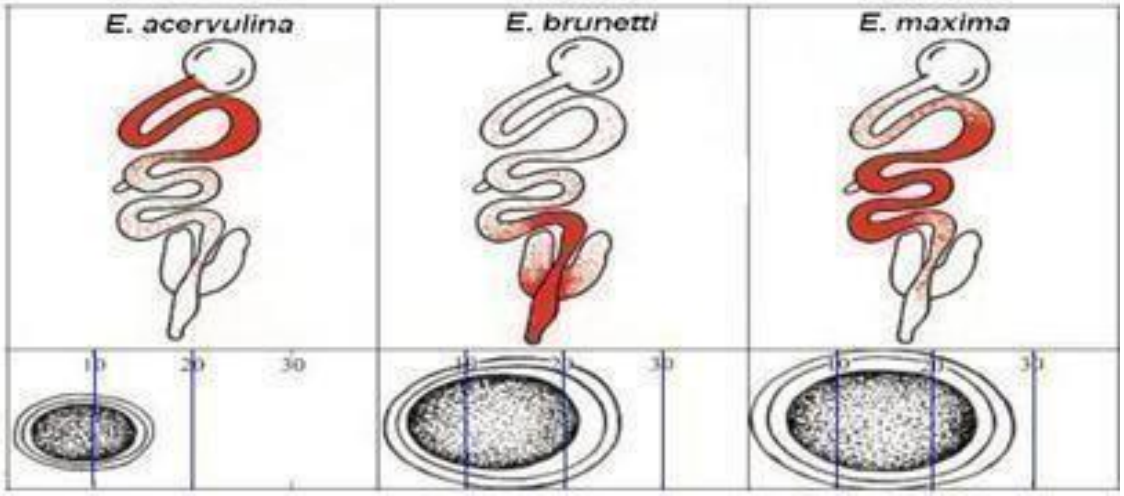
1. Zone parasitée de l'intestin
2. Aspect général des lésions
3. Morphologie et taille des oocystes (ovoïde, ellipsoïde, subsphérique ou circulaire) ;
4. Durée minimale de sporulation
5. Durée de la période prépatente
6. Dimensions des schizontes et localisation de leur développement ;
7. Localisation du parasite d ans l'épithélium intestinal de l'hôte.
8. Test d'immunité croisé

Cependant, ces méthodes sont coûteuses, prennent beaucoup de temps, nécessitent un personnel qualifié et ne sont pas toujours fiables dans les conditions d'infections mixtes **[34]** ; **[35]**

Bien qu'elles soient encore nécessaires, ces méthodes sont actuellement complétées par des procédés moléculaires, qui impliquent des tests de diagnostic basés sur l'amplification de l'ADN (PCR) **[36] ; [37] ; [38]** et l'étude des enzymes .**[30]**

II.4.2.a. Eimeria chez le poulet :

La coccidiose aviaire est causée par différentes espèces d'Eimeria qui infectent les cellules de la paroi intestinale des poulets. Lorsqu'un oiseau est infecté, les parasites se multiplient dans l'intestin et provoquent des lésions, ce qui entraîne une perte d'appétit, une diminution de la croissance, une diarrhée, voire la mort chez les cas graves. Sept espèces d'Eimeria sont reconnues [20] dont E. Brunetti, E.maxima, E. necatrix et E. tenella sont hautement pathogènes. E. acervulina et E. mitis sont plutôt moins pathogènes. Tandis que E. praecox est considérée comme l'espèce la moins pathogène. Les différentes espèces ont tendance à se développer dans les différentes parties de l'intestin du poulet [15].



(A)

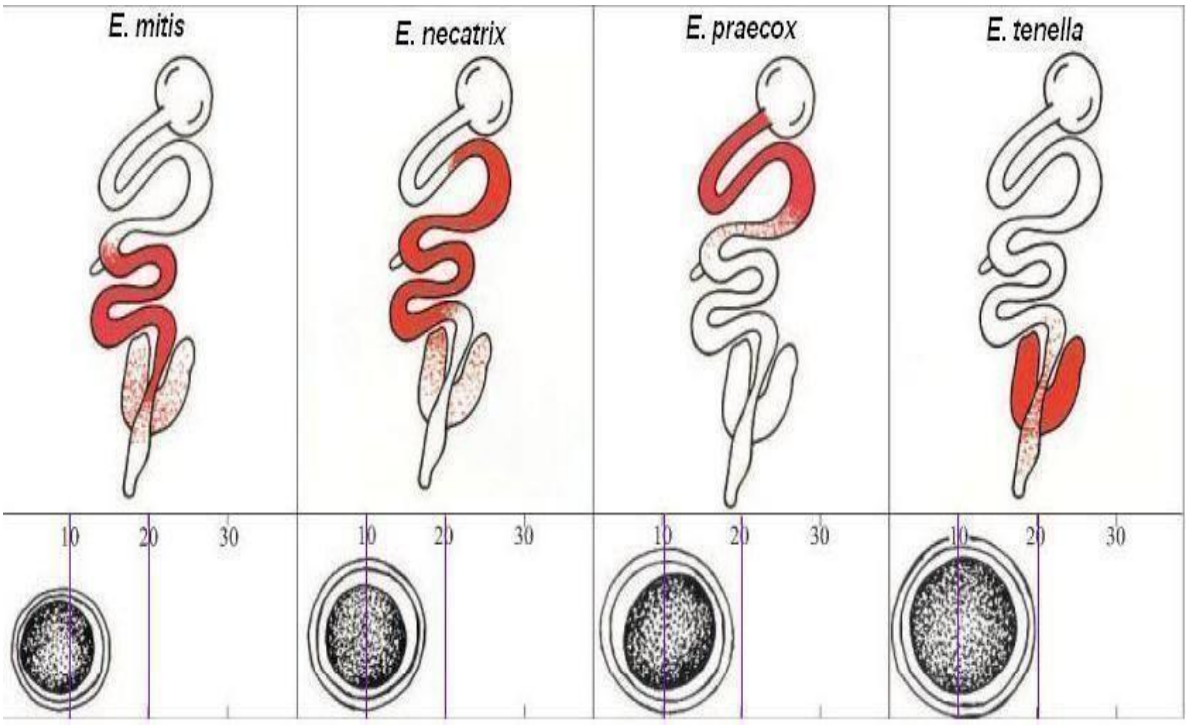


Figure11 (A & B) *:* Localisation des différentes espèces Pathogènes chez le poulet [33] . (B)

Tableau 7: Forme, Paroi, Temps de sporulation, Taille et Localisation ***[22].***

Espèce	Forme	Paroi	Temps de sporulation	Taille	Localisation
Eimeria tenella	ovoïde	Lisse incolore	18h à 28°c 48h à 15-20°c	23×19µ	Caeca
Eimeria necatrix	Sub globuleux	Lisse	18h à 18°c	20×17µ	milieu de l'intestin grêle
Eimeria maxima	Ovoïdes et volumineux	Jaune clair +/- rugueuse		30×20µ	Jéjunum, Iléon
Eimeria brunetii	ovale	Lisse incolore	18h à 25°c 36 à 48h T:15-20°c	25×18µ	Iléon, caeca, rectum
Eimeria acervulina	ovale	Fine et lisse petit micropyle	17h à 28°c 24 à 26h T:15-20°c	20×14µ	Duodénum, Jéjunum
Eimeria mitis	Sub globuleux	Petit micropyle	15h à 30°c	16.2×15µ	Iléon, caeca, rectum
Eimeria praecox	ovoïde	Lisse et sans micropyle	12h à 30°c rapide	22×17µ	Duodénum, Jéjunum

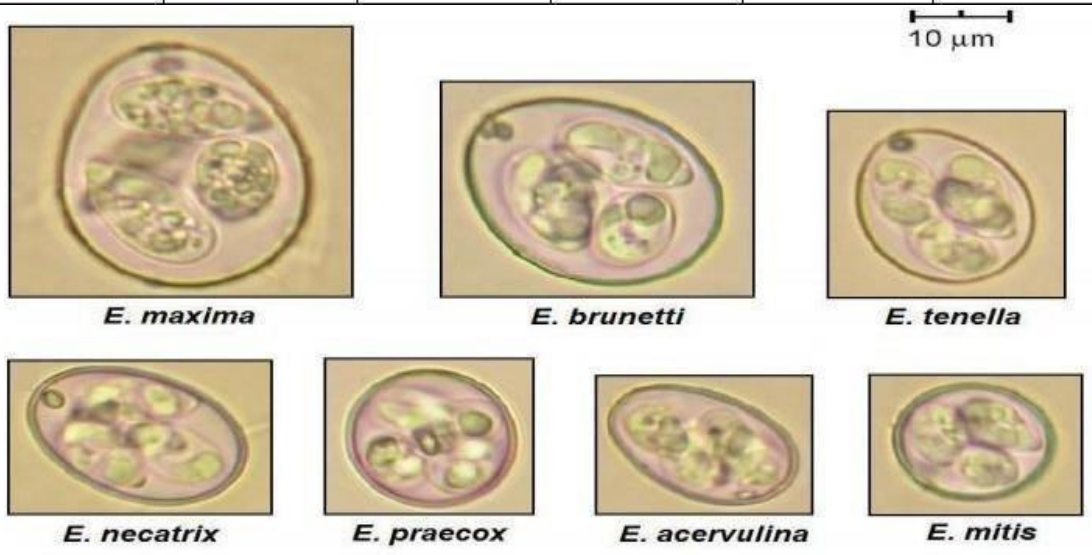


Figure 12 **:** Oocystes des sept espèces d'Eimeria **[40]**

II.4.2.b. **Eimeria chez la dinde :**

Eimeria peut également infecter les dindons, provoquant une maladie similaire à la coccidiose aviaire observée chez les poulets. Les dindons sont sensibles à plusieurs espèces d'*Eimeria*, et l'infection peut se propager rapidement dans les élevages de dindons si des mesures de prévention appropriées ne sont pas mises en place .On peut identifier les différentes coccidies par leurs localisations intestinales, lésions induites et La taille de leurs oocystes. La durée de sporulation et la forme Des oocystes (ovoïde, ellipsoïde, subspherique ou circulaire) Il permet également d'identifier les espèces. Des techniques immunologiques et moléculaires modernes sont maintenant utilisées pour distinguer les espèces d'*Eimeria*. [46]. Sept espèces *d'Eimeria* peuvent toucher la dinde dont trois sont les plus pathogènes et les plus rencontrées dans les élevages : *Eimeria meleagrimitis*, *Eimeria adenoeide* et *Eimeria gallopavonis* [47]. Les *Eimeria spp* sont très spécifiques à l'espèce etles *Eimeria spp* qui infectent les poulets n'infecteront pas les dindes et ainsi de suite [48].

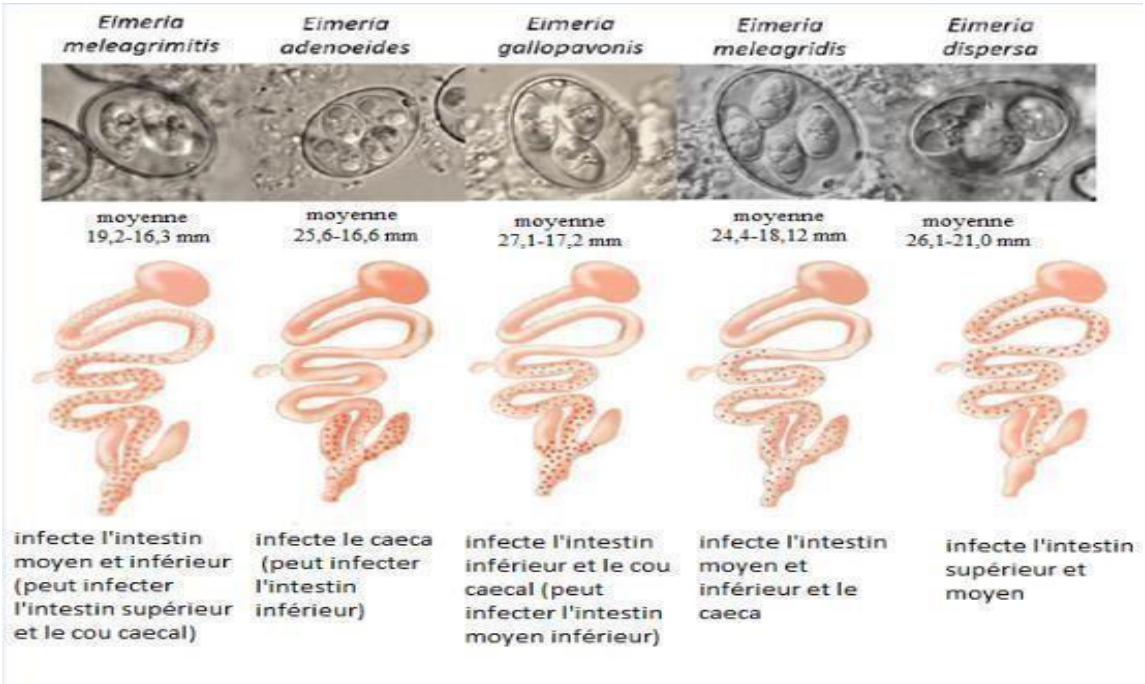


***Figure 13**: Cinq espèces d'Eimeria de dinde généralement associées à la maladie. Les oocystes d'Eimeria, la localisation de l'infection le long de l'intestin*

Tableau 8: *représentant* les *caractéristique d'Eimeria chez la dinde [55].*

caractéristiques	Adenoeide	Dispersa	Gallopavonis	innocua	Meleagridis	Meleagrimitis	subrotunda
Lésions Lésions occasionnelles Parasites pas de lésion Espèce distinctive							
Localisation	caeca, rectum	intestin inférieur, caeca, rectum	petit intestin	petit intestin	intestin grêle supérieur	intestin grêle inférieur, caeca, rectum	intestin grêle supérieur
lésions macroscopiques	des matières fécales liquides avec du mucus et des taches de sang, noyaux caecaux blanchâtres lâches	surface séreuse de couleur crème, dilatation de l'intestin, selles mucoïdes jaunâtres	œdème, ulcération de l'iléon muqueux, exsudat jaune, taches de sang dans les selles	Aucun	caecal de couleur crème, forme de bouchon caséeux. Quelques hémorragies pétéchiales	congestion inégale et pétéchies du duodénum à l'iléon, dilatation du jéjunum, plâtres	Aucun
Longueur * largeur (µm) Longueur = largeur =	Av =25.6 x 16.6 18.9-31.3 12.6-20.9	AV =26.1x 22.0 21.8-31.1 17.7-23.9	Av =27.1 17.2 22.7-32.7 15.2-19.4	Av = 22.4 x 20.9 18.57-25.86 17.34-24.54	Av = 24.4x 18.1 20.3-30.8 15.4-20.6	AV= 19.2 x 16.30 15.8-26.9 13.1-21.9	AV= 21.8 x 19.8 16.84-26.42 14.21-24.44
indice longueur / largeur	1.54	1.24	1.52	1.07	1.34	1.17	1.10
forme d'oocyste	ellipsoïdal	largement ovale	ellipsoïdal	sous-sphérique	ellipsoïdal	Forme ovoïde	sous-sphérique
Sporulation minimale	24hr	35hr	15hr	Moins de 45hr	24hr	18hr	48hr
Température de sporulation	ambiante		26°C	ambiante	26°C	26°C	
Période prépatente (minimum)	103hr	120hr	105hr	114hr	110hr	103hr	95hr
Corps rétractile	oui	non	oui	non	oui	oui	Non
Pathogénicité	++++	+	++++	aucun	aucun	++++	aucun

Activer Windows

II.4.2.c. ***Eimeria chez la caille :*** La coccidiose Chez la caille, provoque des lésions graves dans l'épithélium intestinal menant à la congestion.

Tableau 9 : Caractéristiques des principales espèces parasitaires de la coccidiose notées chez la caille D'après BRUGERE-PICOUX et SILIM (1992)

Espèce parasitaire	Morphologie	Espèce de caille	Symptômes et lésions
		Coccidiose	
Eimeria uzura	Oocystes elliptiques ou ovoïde, 19-30 x 15-23 µm (moyenne 24.4 x 18.7 µm).	Caille japonaise *(Coturnix japonica)*	
Eimeria bateri	Oocystes ellipsoïdes, ovoïdes, 15-28 x 14-23µm (moyenne 23 x 18 µm).	Caille japonaise *(Corturnix japonica)*, caille sauvage *(Corturnix corturnix)*	
Eimeria coturnicis	Oocystes ovales, 2639 x 20-26µm (moyenne 32,5 x 23 µm).	Caille sauvage *(Coturnix coturnix)*	
Eimeria tsunodai	Oocystes ovoïdes, 15,5-22,5 x 16,5-18,5 µm(moyenne 19 x 17,5 µm).	Caille japonaise *(Corturnix japonica).*	
Eimeria taldykurganica	Oocystes ovoïdes, 21,9-25,4 x 11,9-13,1 µm (moyenne 23,65 x 12,5 µm).	Cailles japonaise *(Coturnix japonica)*, caille sauvage *(Coturnix coturnix)*	Lésions de localisation diverses selon les espèces de coccidies. Prélèvements : intestins affectés pour l'examen au microscope.

Eimeria chez le canard :

Il existe plusieurs genres *d'Eimeria* qui peuvent toucher les canard, dont E.truncata , E.mivati, E,anseris, E.hermani, E.gruis,E.reichenowi, E.tenella. [**49].**

II.4.3. Structure et morphologie du parasite :

Les coccidies manquent d'organites périphériques et ne présentent pas de pseudopodes

En tant que flagelles ou cils vibratiles, et sont ainsi immobiles pendant tout leur développement sauf pour le stade microgamète

flagellé ; leur protoplasme ne montre ni vacuoles alimentaires ni vacuoles pulsatiles. Ces microorganismes ont une très grande très simplifiés, le cycle biologique est assez compliqué [**50].**

II.4.3 .1 Cycle de développement de l'espèce Eimeria :

Le cycle des coccidies est identique quelle que soit l'espèce considérée, il comprend deux phases, l'une exogène et l'autre endogène à l'hôte, les volailles se contaminent directement sans la nécessité d'un hôte intermédiaire vecteur c'est donc un cycle monoxène **[41]** ; **[42]**

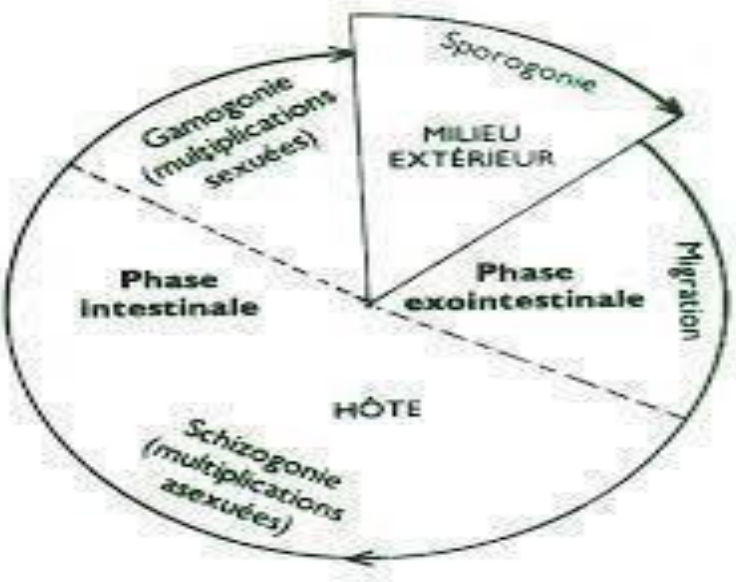


Figure 14: *Représentation schématique des étapes du cycle évolutif des coccidies*

(Yvoré et al., 1982). Cycle évolutif monoxène direct long.

Chez la caille

Les principales espèces parasitaires de la coccidiose remarquées chezla caille d'après MENASSE (1986), BRUGERE-PICOUX et SILIM (1992) et TAYLOR et al. (2007) sont rassemblées dans **le tableau 8**

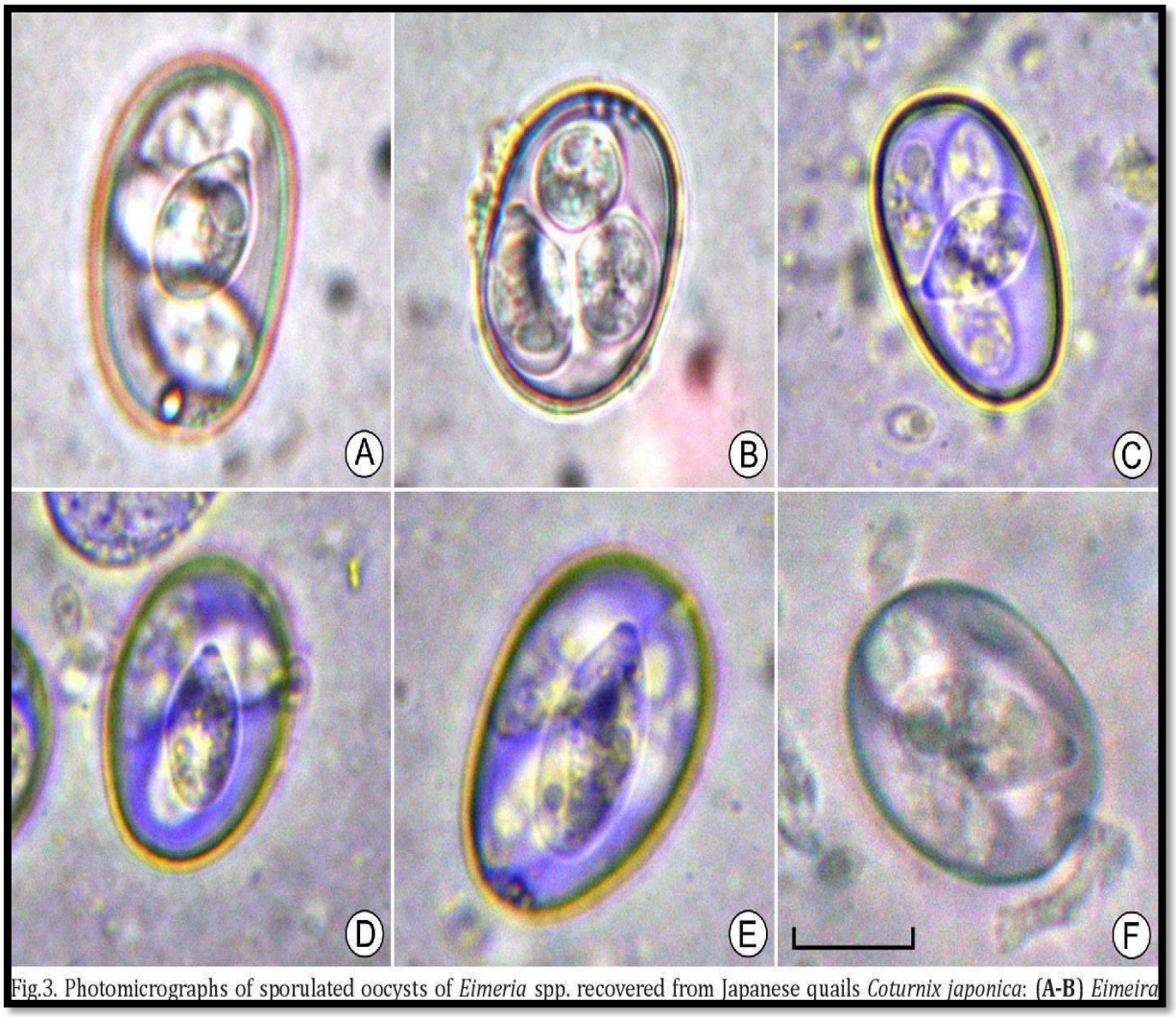


Figure 15 : A , B , C : Photomicrographies d'oocyste d'Eimeria bateri (**Marcel, 2004)** - Se localisé au niveau d'intestin grêle (jéjunum, élion) **(Marcel, 2004)**

D, E, F : Photomicrographies d'oocyste d'Eimeria tsonodai **(Marcel, 2004)**

- Se localisé au niveau d'intestin grêle (jéjunum, élion) **(Marcel, 2004)**

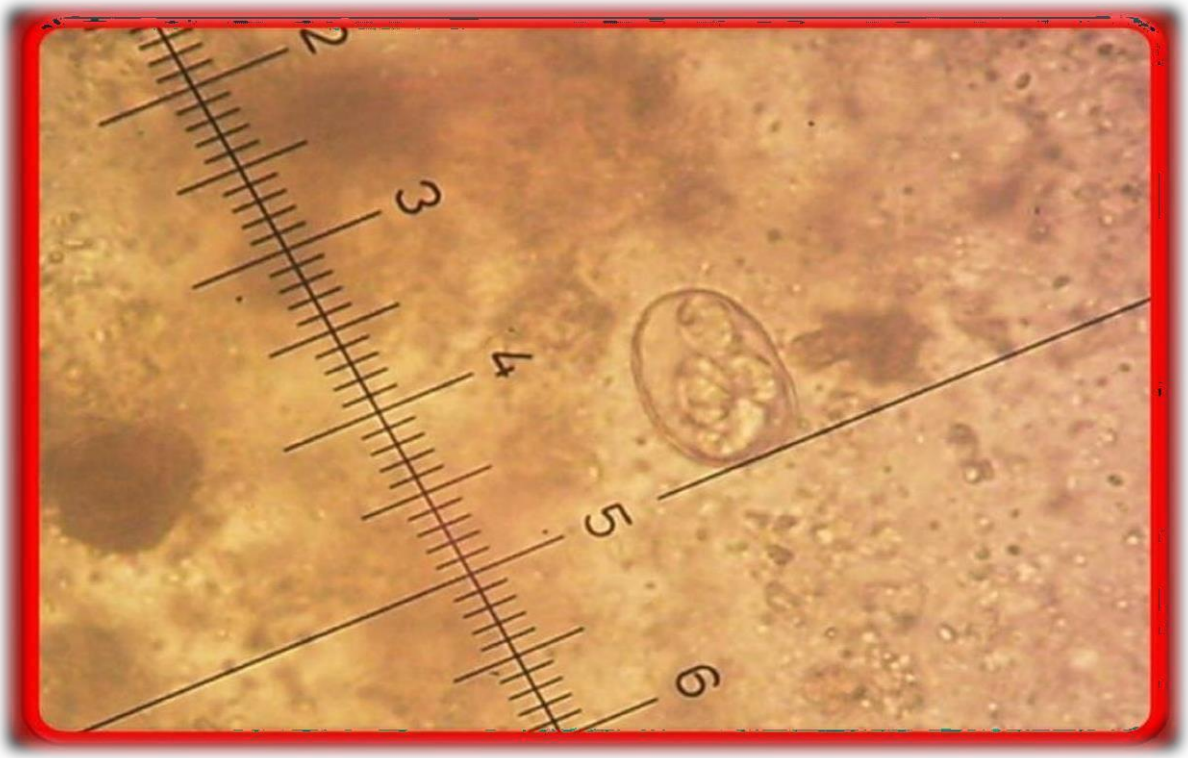


Figure16: Oocyste d'Eimeria coturnicis sporulé (Gr. X 40)**(Smai, .2021)**

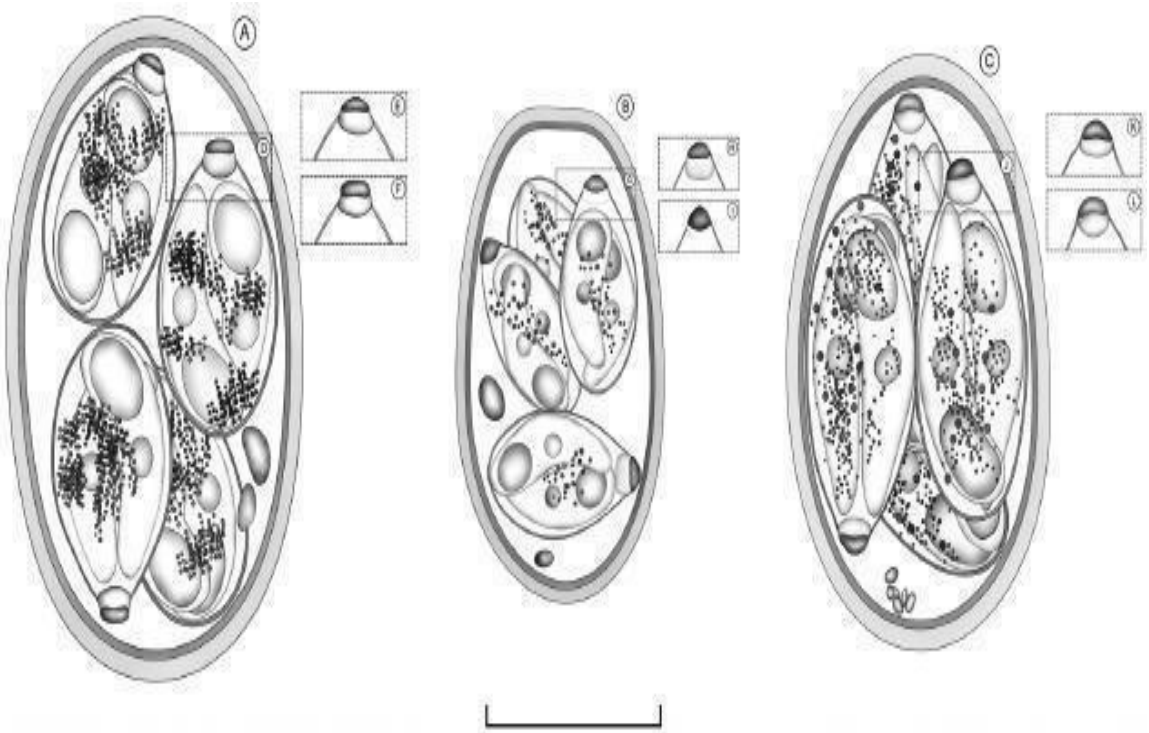


Fig.2. Composite line drawings of the sporulated oocysts of *Eimeria* spp. recovered from Japanese quails *Coturnix japonica*, with variations of Stieda and substieda bodies (D-L) detached: (A) *Eimeira bateri*; (B) *Eimeira tsunodai*; (C) *Eimeira uzura*. Scale bar: 10µm.

Figure 17 : Dessin au trait composite des oocystes sporulés, récupérés à partir de cailles japonaises, avec des variations de corps stieda et substieda **(Marcel, 2004)**

A : E. bateri B : E. tsunodai C : E. uzura

la différence entre les 3 éspeces due a la taille et la forme de corps stieda et substieda

CHEZ LA DINDE :

Sept espèces d'Eimeria ont été décrites pour les dindes mais seules cinq espèces (E. adenoeides, E. meleagrimitis, E. meleagridis, E. gallopavonis et E. dispersa) sont couramment rencontrées dans la production commerciale de dindes **[57].**

- ***Eimeria meleagrimitis Tyzzer 1929 :***

L'infection par E. meleagrimitis est principalement intestinale supérieure, mais peut se propager dans tout l'intestin grêle lors d'infections graves. C'est la plus pathogène des coccidies intestinales supérieures chez les dindes. Les oocystes sont petits (en moyenne, 19,2 16,3 mm) et ovoïdes (indice = 1,17) **[44].**

- ***Eimeria adenoeides Moore et Brown 1951 :***

Les lésions macroscopiques apparaissent principalement dans les caeca mais s'étendent à l'intestin grêle inférieur et au cloaque. Le contenu de Cecal est souvent durci en un noyau constitué de débris muqueux. La paroi caecale et / ou intestinale est souvent enflée et œdémateuse. Les oocystes sont ellipsoïdaux et ont un indice de forme élevé en longueur / largeur (5 / 1,54). Les oocystes font en

Moyenne 25,6 16,6 mm. Les oocystes typiques d'E. Adenoeides sont plus pointus à une extrémité que les autres espèces, ce qui facilite la reconnaissance **[44].**

- ***Eimeria gallopavonis Hawkins 1952 :***

Les lésions sont limitées à la zone postérieure au diverticule du sac vitellin et ont tendance à être plus sévères dans l'intestin grêle inférieur et le gros intestin. Certains foyers d'infection peuvent être observés dans les caeca. Les oocystes sont allongés, mesurant en moyenne 27,1 17,2 mm (indice = 1,52). La différenciation de cette espèce d'E. Adenoeides est souvent difficile. Une différence est que E. gallopavonis a des oocystes plus arrondis **[44].**

- ***Eimeria meleagridis Tyzzer 1929 :***

Les oocystes sont ellipsoïdaux, mesurant en moyenne 24,4 18,12 mm (indice 1,34). Des lésions visibles peuvent être observées dans les caeca avec des noyaux caséeux jaune-blanc, mais cette espèce est considérée comme pratiquement non pathogène. Les oocystes ressemblent à ceux d'autres espèces pathogènes du caeca et la différenciation est difficile **[44].**

- ***Eimeria dispersa Tyzzer 1929 :***

L'intestin grêle, principalement la région de l'intestin moyen, est couramment parasité, mais une certaine infection peut se produire dans les cous cecaux. Les oocystes sont grands (moyenne, 26,1 21,0 mm) et largement ovoïdes (indice = 1,24). Les sporozoïtes n'ont pas de corps réfractile, et la paroi de l'oocyste a un contour distinctif et ne possède pas la double paroi commune aux autres espèces. La période prépatente est 120 heures, plus longue que pour les autres espèces **[44].**

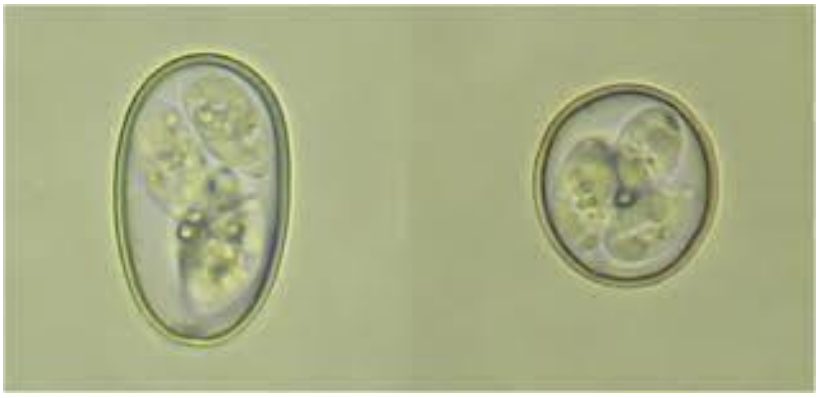


Figure 18: *Eimeria adenoeides* ; *Eimeria meleagrimitis* **[59]**

Chez le poulet

Les différents stades de développement des Eimeria peuvent être divisés en 3 groupes morphologiques :

- *La forme extracellulaire statique : l'oocyste.*
- *Les formes extracellulaires mobiles : les sporozoïtes, les mérozoïtes et les microgamètes.*
- *Les formes intracellulaires, dans leur vacuole parasitophore : les trophozoïtes, les schizontes, les mérontes, le microgamonte et le macrogamonte* **[51].**

II.4.3.1.1 L'oocyste :

L'oocyste, un zygote à paroi épaisse excrété dans les matières fécales par l'hôte infecté, est assez distinctif et est souvent utilisé dans le diagnostic et l'identification des espèces **[44].** Les oocystes sont enfermés dans une enveloppe externe épaisse et consistent en une seule cellule qui commence le processus de sporulation pour aboutir au stade infectieux en 48 à 72 heures. Les oocystes infectieux contiennent 4 sporocystes, qui à leur tour contiennent 2 sporozoïtes **[44].** Ils ont des formes et des dimensions variables selon les espèces : globuleux ; ovoïde ou ellipsoïdes ; mesurant de 10-12 jusqu'à 50 µm. les oocystes sont les plus souvent ovoïde et mesurant20µm **[45].**

II.4.3.1.1.1 Phase exogène :

La première phase est extérieure à l'hôte : correspond à la maturation de l'oocyste émis Dans les fientes des sujets parasités ; c'est la sporulation ou sporogonie **[42]**; **[52]**

II.4.4.1.1 a - Oocyste non sporulé :

La forme libre d'Eimeria spp est l'oocyste. L'oocyste non sporulé, dans le milieu extérieur, évolue en quelques jours vers la forme sporulée infectante. Il est ovoïde, d'une taille de 23 x 19 µm. Il est incomplètement rempli par une seule cellule globuleuse : le sporonte dont le noyau est peu visible. La paroi oocystale est imperméable et très résistante aux agents chimiques. Elle se compose de 67% de peptides, 14% de lipides et 19% de glucides. Les protéines sont constituées de répétition de sous-unités d'approximativement 10 kDa, il s'agit de protéines soufrées **[53];** [**54].** La réduction de groupe thiol perturbe la superstructure des protéines entraînant l'ouverture du micropyle et donc modifie le caractère d'imperméabilité de l'oocyste sporulé **[55].**

Ses composants s'organisent en deux membranes : • Une enveloppe interne de nature lipoprotéique, résistante et imperméable aux substances hydrosolubles. •Une enveloppe externe, lisse, de nature glycoprotéique, assez fragile **[56]**

A **B**

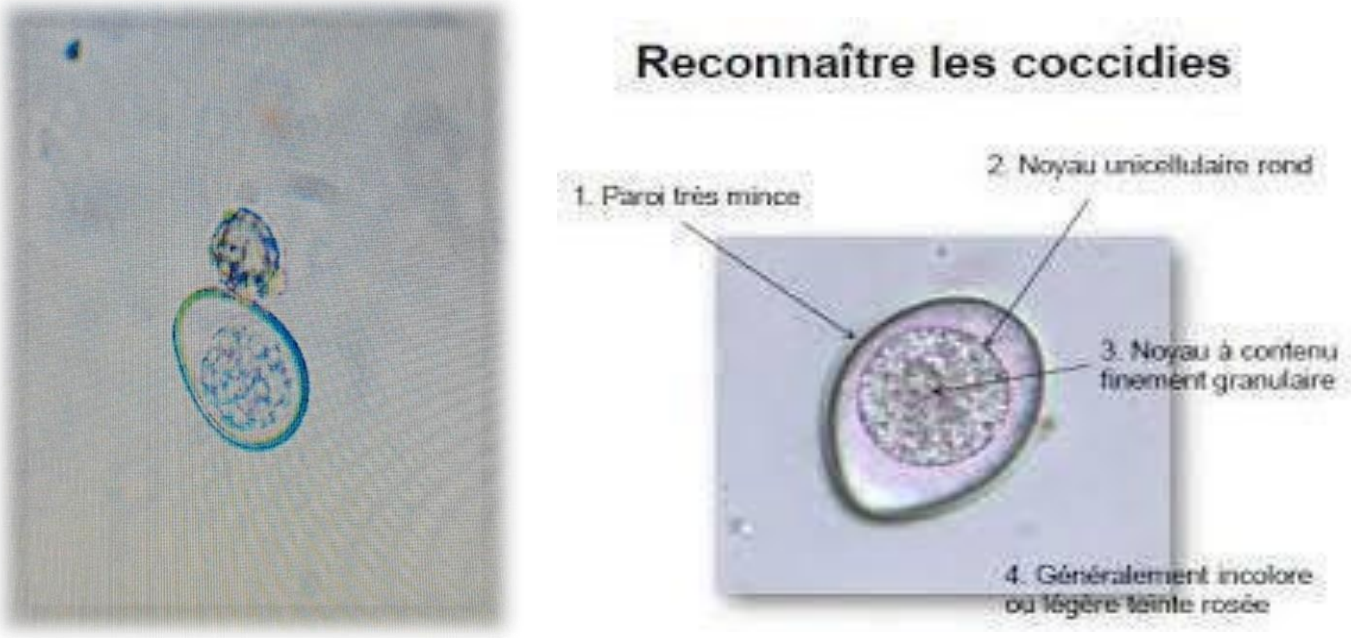


Figure19 : *A :* image d'un Oocyste non sporulé observé sous microscope optique
(Grossissement x40). **(Photo personnelle, 2023).**

B ***:*** Représentation d'un oocyste non sporulé observé sous Microscope optique **[50].**

II.4.3.1.1 b. L'oocyste sporulé :

La structure de l'oocyste sporulé permet la distinction entre Eimeria spp ; et d'autres parasites. Un oocyste sporulé possède 4 sporocystes qui contiennent chacun 2 sporozoïtes (c'est-à-dire 8 sporozoïtes par oocyste sporulé) [60] ; Le sporocyste peut présenter un léger renflement au niveau de sa partie apicale, c'est le corps de Stieda. Un globule réfringent est parfois présent dans la partie apicale de l'oocyste. Des corps résiduels peuvent être présents dans l'oocyste et dans les sporocystes ; ils contiennent des granules d'amylopectineet une vacuole lipidique **[51].** Ces formes résistantes à l'environnement sont infectieuses pour leur hôte vertébré et peuvent rester infectieuses pendant des mois à des années jusqu'à l'ingestion par un ou plusieurs hôtes compétents **[58].**

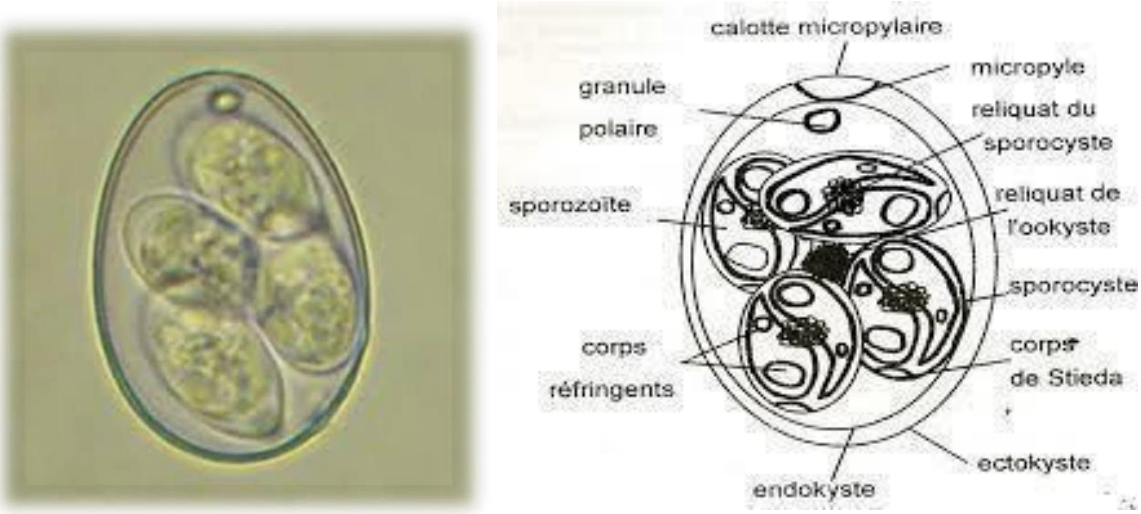


Figure20 : Représentation d'un oocyste sporulé, Image d'un oocyste sporulé (contenant quatre sporocystes) observé sous microscope optique **(Bouhelier, 2005)**

II.4.3.1.1.2 Phase endogène

II.4.3.1.1.2 a . Le sporozoïte d'Eimeria :

Les éléments invasifs mobiles sont le sporozoïte et le mérozoïte [**60]** le sporozoïte est en forme de croissant, aux extrémités inégales **(Figure 24).** Comme dans toute cellule, on trouve un noyau, des mitochondries, un appareil de Golgi, des ribosomes, des vésicules d'amylopectine **[60]** Le noyau est excentré, avec une formation granuleuse basale (le corps réfringent) et des granulations dispersées dans la partie apicale. Le nucléole y est bien visible uniquement après l'infection **[60].** Le complexe apical est formé du conoïde, des micronèmes et des rhoptries. Le conoïde est une structure apicale jouant un rôle mécanique dans la pénétration du parasite dans la cellule hôte **[61].** Les micronèmes, localisés à l'extrémité apicale des stades invasifs ont une activité Sécrétoire. Ils renferment des protéines importantes qui interviennent dans la motilité du parasite, la pénétration et la vacuolisation **[61].**

Les rhoptries élaborent des enzymes. L'anneau polaire, également apical, intervient dans la mobilisation du conoïde **[62].** Les microtubules sont des formations situées sous la membrane interne, fixées en leur partie apicale à cet anneau polaire et ayant une extrémité postérieure libre. De nature protéique, elles jouent

un rôle dans la pénétration du parasite dans la cellule **[61].** Le micropore est une ouverture latérale correspondant à une invagination du plasmalème, luimême constitué de deux membranes, une interne et une externe **[61].** Les corps réfringents contiennent du matériel lipidique jouant probablement un rôle dans l'incorporation de la vacuole parasitophore dans la cellule infestée **[61].**

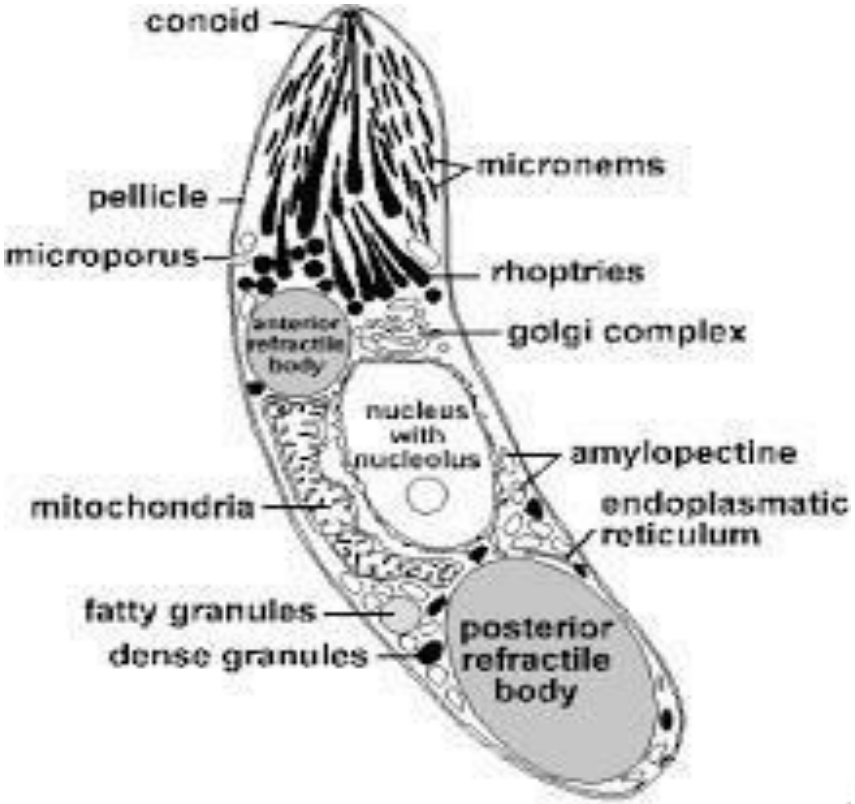


Figure 21: Le sporozoïte **[62].**

II.4.3.1.1.2 b Le Trophozoïte :

La structure du trophozoïte est proche de celle du sporozoïte. Il est fusiforme comportant des organelles du sporozoïte, les rhoptries et les micronèmes (sans complexe apical) **[60].** Après la pénétration dans la cellule hôte, le sporozoïte se transforme en trophozoïte. Les parasites sont localisés dans la vacuole parasitophore qui fait office de réservoir alimentaire dans lequel ils se nourrissent **[63].**

II.4.3.1.1.2 c Le Schizonte primaire :

Il est arrondi avec un noyau, un corps réfractant la lumière, des mitochondries et un réticulum endoplasmique **[64].**

II.4.3.1.1.2 d Le mérozoïte :

La taille et la production de mérozoïtes étaient similaires chez les schizontes qui se sont développés à partir de sporozoïtes excystés in vivo et in vitro **[65].** La plupart des mérozoïtes avaient 2 petits corps réfractiles, 1 antérieur et 1 postérieur au noyau, qui étaient encore visibles au début Schizontes de 2 génération **[65].**

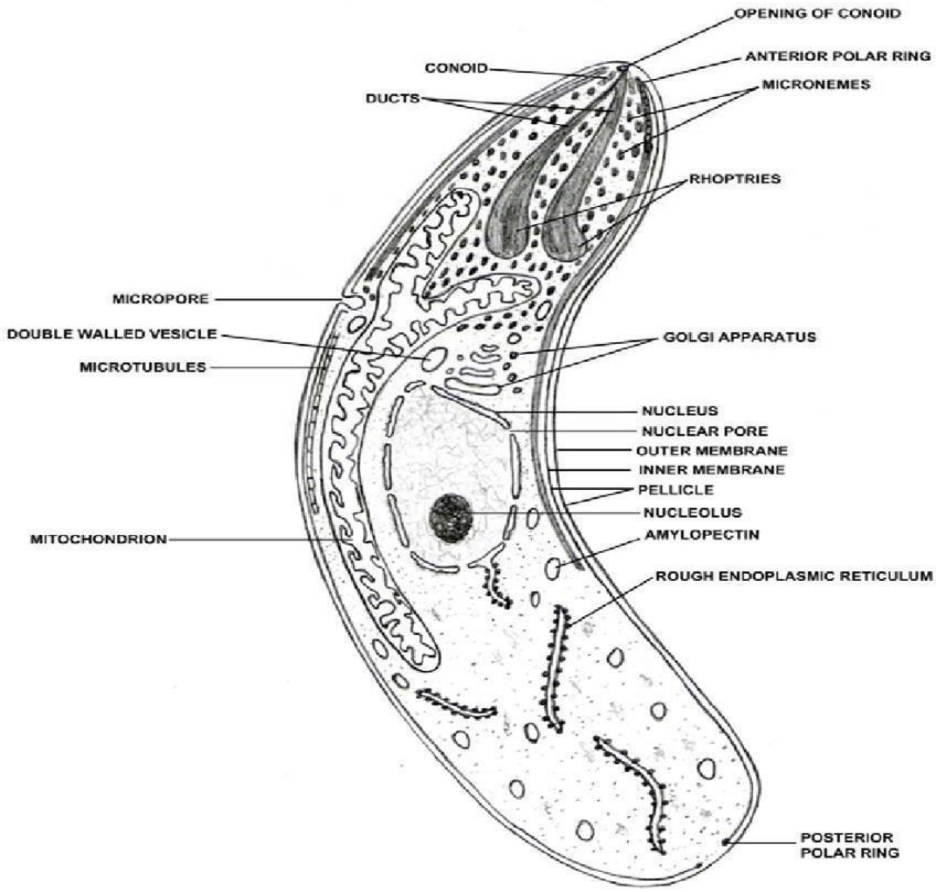


Figure 22 : Morphologie du mérozoite du genre Eimeria **(Dubremetz, 1975)**

II.4.4 Cycle évolutif des coccidies du genre Eimeria :

Les cycles de vie et la biologie des Eimeria spp du poulet ont été étudiés en détail, ce n'est pas le cas pour ceux de la dinde **[66].** Eimeria spp suivent un cycle de vie apicomplexe typique, comprenant à la fois des phases de reproduction sexuée et asexuée **[67].** Le cycle de vie d'Eimeria spp est conservé parmi les vertébrés infectés par le parasite. Eimeria spp ont des éléments exogènes (environnementaux) et endogènes (dans l'hôte) à leur cycle de vie **[68].** Les volailles se contaminent directement, sans la nécessitéd'un hôte intermédiaire vecteur. C'est donc un cycle diphasique monoxène direct **[41].**

.a . La Sporogonie :

Cette étape est essentielle, ne se réalise que si les conditions extérieures sont favorables, une Humidité de 70%, une température de 29^0 c et suffisamment d'oxygène **[23].**

Après deux jours passés au sol dans ces conditions, les oocystes se sporulent de la manière Suivante :

le sporonte (forme uninuclée du cycle de développement des sporozoaires il est le Résultat de la reproduction sexuée),

Qui est à l'intérieur de l'oocyste se divise en quarte sporoblastes qui se transforment chacun par la suite en un sporocyste contenant deux sporosoites. Les oocystes ainsi sporulés contiennent 4 sporocystes et 8 sporozoites, **[22].** La période prépatente (délai entre ingestion du parasite et excrétion des oocystes dans les fientes) est de 4 à 7 jours **[68].**

b. Excystation :

Libération des sporozoïtes impliquant à la fois l'action mécanique du gésier et l'action enzymatique du tube digestif (bile et enzymes protéolytiques telle la trypsine, la chymotrypsine et les élastases) **[70].**

c. Invasion cellulaire **:**

Sitôt libres dans la lumière intestinale, les sporozoïtes pénètrent dans les cellules de l'épithélium intestinal ou cæcal, dans une zone bien établie pour chaque espèce. À l'intérieur des cellules, les sporozoïtes se transforment entrophozoïtes **[69].**

d. Mérogonie ou schizogonie :

Durant ce stade, le parasite (schizonte) se divise selon un processus de division asexuée multiple, encore appelée mérogonie (ou schizogonie) et chaque schizonte libérera, près rupture cellulaire, plusieurs milliers de mérozoïtes. La plupart de ces mérozoïtes vont à leur tour envahir les cellules épithéliales voisines pour répéter ce processus de multiplication. Selon les espèces d'Eimeria, ce processus sera répété entre 2 à 4 fois avec l'invasion de nouvelles cellules épithéliales **[69].**

e. Gamogonie :

À un certain moment, les mérozoïtes envahissent les cellules hôtes et se transforment en gamétocytes, soit mâles, soit femelles. Les gamétocytes mâles se multiplient par un processus de division multiple asexuée et ces microgamètes sont libérés dans la lumière intestinale. À l'inverse, le gamétocyte femelle effectue sa maturation sans division cellulaire en formantla macrogamète dans la cellule hôte **[69].**

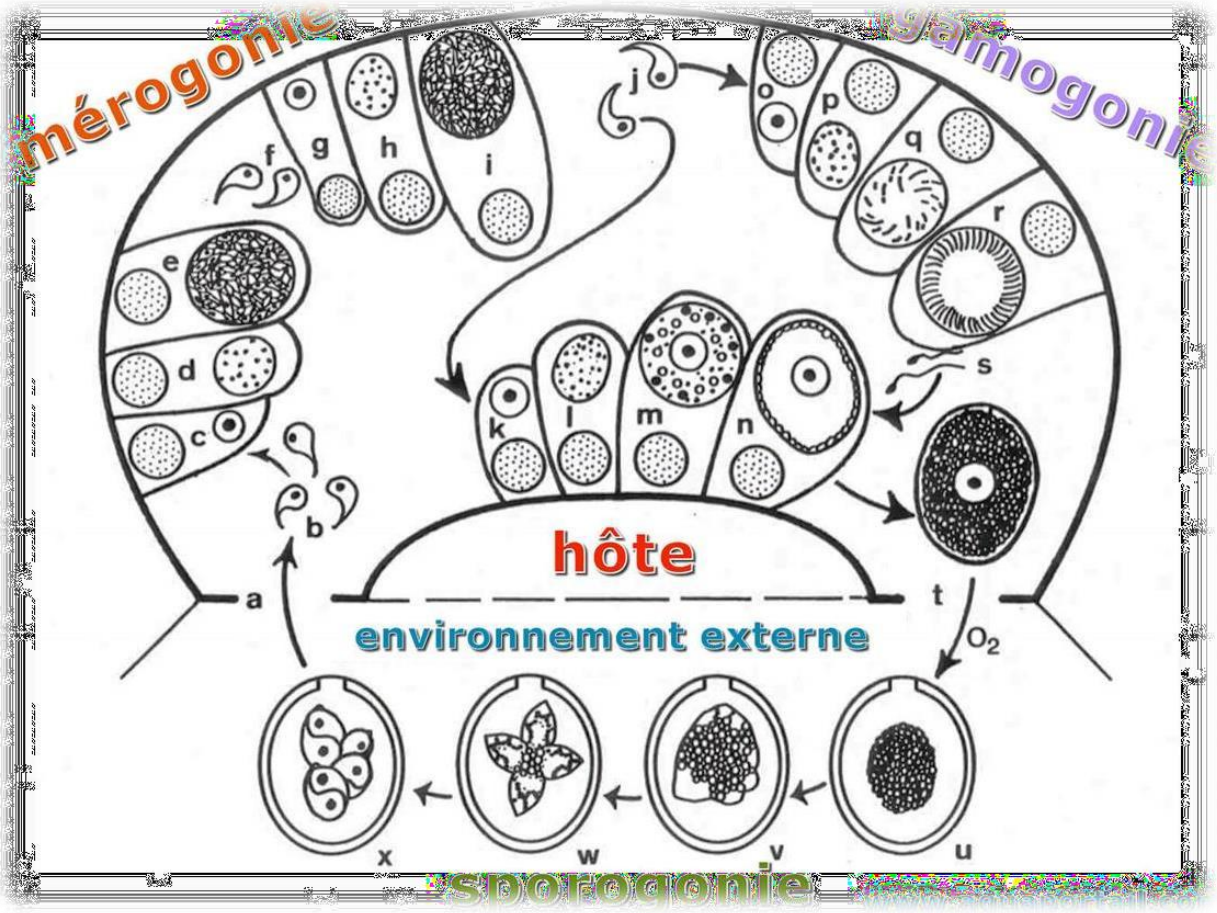
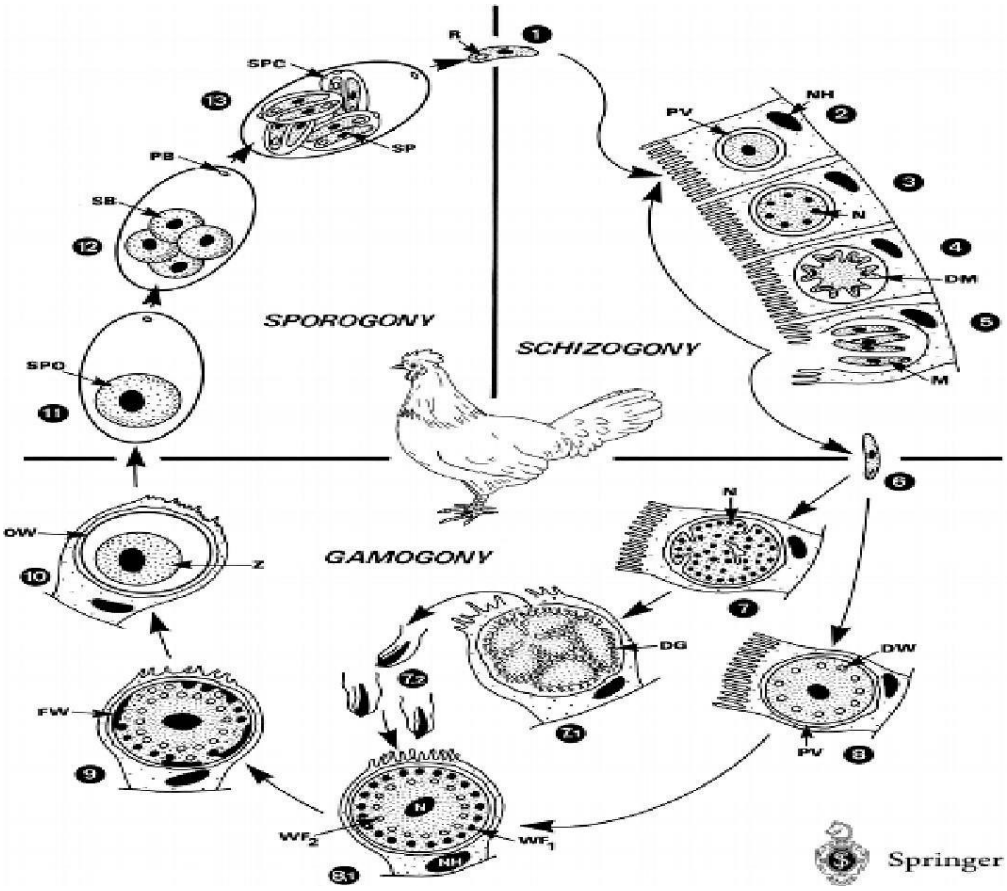


Figure 23 : Cycle de vie d'un parasite intracellulaire avec gamogonie(anonyme)

f. Fécondation

Suite à la pénétration du gamète mâle à l'intérieur du gamète femelle, une paroi épaisse se forme autour du zygote et forme l'oocyste **[69].** ***g. Transmission***

Les oocystes (non sporulés) sont libérés des cellules intestinales par rupture et excrétés dans les fientes. Généralement, l'ingestion d'un oocyste sporulé peut conduire à la production en 5 à 7 jours d'environ 2 à 3 millions de nouveaux oocystes **[69].**



DG = microgamète en développement, **DM** = mérozoïte en développement, **DW** = précurseur de la coque, **FW** = fusion de la WF1 pour former la couche externe de la OW, M = mérozoïte, **N** = noyau, **NH** = noyau de la cellule hôte, **OW** = la coque de l'oocyste, **PB** = corps polaire (granule), **PV** = vacuole parasitophore, **R** = corps refractile ou de réserve, **SB** = sporoblaste,**SP** = sporozoïte, **SPC** = sporocyste, **SPO** = sporonte, **WF1** = corps précurseur 1 de la coque, **WF2** = corps précurseur 2 de la coque, **Z** = zygote ou jeune oocyste.

Figure 24 : Cycle biologique des coccidies du poulet **(McDougald, 2003).** (03 /06/2023, 21:58)

II.4.5 Propriétés physico - chimiques des Eimeria :

Dans le milieu extérieur : L es oocystes sont très résistants sur le sol, surtout après sporulation, car ils ont protégés par l'enveloppe oocystale et laparoi des sporocystes **[31].** En milieu humide, ils conservent leur longévité pendant plusieurs mois à des températures comprises entre 5C° et 25C° ; leur survie est beaucoup plus faible en milieu sec où ils ne résistent pas plus de 3 à 4 jours. La chaleur les tue en 30 minutes à 60C°, et en quelque secondes à 80C°**[32]** . Mais également le soleil, qui en agissant sur l'humidité relativeet par irradiation UV détruit les oocystes en quelques heures (sensibilité à la dessiccation)

Dans l'eau, les oocystes sont toujours infestants après 14 mois [E. necatrix] voir deux ans [E.tenella] **[30].**
Des agents chimiques comme le formol, le sulfate de cuivre et l'acide sulfurique n'ont aucune action létale sur les Eimeria, du moins au concentrations utilisables de ces substances. Ces derniers peuvent au contraire faciliter l a sporulation en éliminant des bactéries présentes dans les fientes des poulets. Seules les substances liposolubles ou solubilisant les lipides peuvent pénétrer les oocystes et altérer leur vitalité, c'est le cas de l'ammoniac, du sulfate de carbone et du bromure de méthyle **[22]**

II.4.5.1 Les conditions de sporulation :

C'est l'évolution nécessaire pour le passage d'un stade non infestant à un stade infestant ; dans des conditions d'environnement favorables, l'oocyste devient infestant en 2 à 3 jours **[27] [70].** L'obtention d'un oocyste infectant (sporulé) dépend des conditions suivantes :
L'obtention d'un oocyste infectant (sporulé) dépend des conditions suivantes :

- **L'oxygénation :**

La respiration est très active pendant la sporogonie et la consommation d'oxygène est très élevée ; en effet la sporogonie ne peut pas s'accomplir dans des conditions d'anaérobiose, ce qui explique qu'elle ne se réalise pas dans le tube digestif **[23].**

- **Humidité :**

L'humidité relative minimale est de 30% et optimale à 80% ; dans les parquets d'élevage intensif de la volaille, c'est à proximité des points d'abreuvement mal établis et laissant s'écouler de l'eau que la contaminationest maximale ; en milieu sec, les oocystes n'évoluent pas et succombent rapidement **[23] [63].**

- **Température :**

La température optimale pour la sporulation de la plus grande majorité des espèces de coccidies est comprise entre 20 C° et 26 C°. La sporulation dure alors 2 à 3 jours sous réserve d'une humidité et oxygénation suffisante ***[43].*** La variation du temps de sporulation peut être considérée comme un des critères d'identification des différentes espèces **[74].**

II.4.5 .2 Mode d'infection :

La coccidiose se transmet directement d'un oiseau à un autre de la même espèce par les fèces. Elle peut aussi être transmise indirectement par des vecteurs mécaniques (matériel d'élevage) ou des insectes (ténébrions). La survie des oocystes de même que leur pouvoir infectieux seront favorisés par les conditions d'humidité élevées ; ils peuvent survivre plus d'une année dans le sol à l'abri du soleil. Ainsi, ils sont fréquemment rencontrés dans les basses- cours ou autour des abreuvoirs et des enclos défectueux. Les oiseaux infestés peuvent propager ou disséminer les oocystes sur de longues distances **[44].** Les coccidies sont ubiquitaires dans l'environnement **[68].**

II.4.5 .3 Pathogénie :

Conséquence de l'action pathogène :

Le pouvoir pathogène d'Eimeria est soumis à des variations quantitatives puisque la sévérité de l'infection dépend du nombre d'oocystes ingérés en même temps **[44].** Eimeria spp envahissent les cellules de l'intestin et du duodénum (entérocytes), et se répliquent, entraînant des changements pathologiques variables. Ces changements vont de la destruction locale de la barrière muqueuse et du tissu sous-jacent à des effets systémiques tels que la perte de sang et la mort **[73].** Infection avec E. adenoeides et E. meleagrimitis peut entraîner une malabsorption, une déshydratation, une réduction de l'apport alimentaire, une croissance réduite, une mauvaise conversion alimentaire et une mortalité élevée **[57].** L'administration d'une dose unique d'oocystes d'E. Adenoeides détermine, chez le dindon, une maladie grave, pouvant aller jusqu'à la mort de l'animal, débutant quatre jours après l'infection et d'une durée n'excédant pas en général trois à quatrejours. Cependant que, contrairement chez le poulet, il peut arriver que quelques animaux soient malades plus longtemps ; leur croissance ne reprend pas et l'évolution peut aboutir à une mort tardive **[43].**

A.1. Lésions épithéliales :

Changements morphologiques dans l'intestin, Pathologique conséquences de l'infection à Eimeria chez les poulets et Les dindes peuvent être tout aussi graves, mais si des lésions intestinales macroscopiques sont souvent observées chez les poulets, pas le cas chez les dindes **[74].** Dans le cas d'E. Adenoeides, il peut y avoir un œdème, un exsudat caséeux blanc dans les caeca qui peut être rempli de gamétocytes et d'oocystes, et des hémorragies pétéchiales. Il n'y a pas de perte de sang abondante comme dans la coccidiose caecale à E. tenella chez le poulet **[57].**

A.2. Destruction des cellules épithéliales parasitées :

L'intégrité structurale de la muqueuse des dindonneaux a été étudiée par balayage et microscopie optique. Malgré la présence d'un grand nombre de parasites dans les cellules épithéliales, peu de changements pathologiques étaient évidents avec E. adenoeides et E. dispersa. Les dommages à la muqueuse étaient plus évidents avec E. meleagrimitis, mais la plupart des villosités semblaient normales malgré la présence de nombreux parasites. Changements morphologiques chez les dindonneaux infectés par E.meleagrimitis ou E. dispersa inclus une réduction de la hauteur des villosités dans le jéjunum et l'iléon **[57].** La forme parasitaire la plus pathogène est la schizogonie de deuxièmes générations qui après maturité et libération des mérozoïtes entraine une forte déchirure et une rupture de la muqueuse caecale, ce qui explique par la suite, l'apparition de la diarrhée hémorragique, la perte de poids et la diminution de croissance. La mortalité apparait dans l'élevage 5 jours après l'infection **[75].** Les Dindonneaux infectés par E. adenoeides a montré moins de dégâts dans le caeca que les poulets infectés par E. tenella **[57].**

A.3.Diminution de l'absorption des nutriment :

Cette maladie a débuté par une chute de la consommation alimentaire qui, malgré la technique employée « pairfeeding », semble être l'origine essentielle du ralentissement de la croissance **[43].** Les changements physiopathologiques comprenaient une réduction du poids cardiaque et des lipides cardiaques, une augmentation de la transaminase glutamique oxaloacétique plasmatique, une diminution du pigment caroténoïde, des protéines totales, du glucose hépatique et du glycogène hépatique, et une réduction du pH intestinal **[57].**

E. Adenoeides ne fait varier le pH de façon significative dans aucun des segments intestinaux ; tout au plus, une tendance à l'augmentation au niveau caecal a été noté **[43].**

A.4. Diarrhée :

Les animaux sont sujets à une très forte diarrhée qui signe une atteintegrave de la fonction intestinale qui pourrait s'accompagner, comme c'est le cas lors de coccidiose duodénale chez le poulet, d'une fuite sérique dans la lumière intestinale **[43].**

A.5 Elévation de la flore bactérienne cæcale :

Modifications de la flore bactérienne caecale a un rôle essentiel dans la manifestation du pouvoir pathogène du parasite lors de coccidiose caecale (augmentation des populations d'entérobactéries et d'anaérobies) au cours du développement du parasitisme. Les infections répétées prolongent la durée du phénomène : la similitude de ces variations avec celles observées dans la coccidiose caecale du poulet permettent de penser à un rôle important de certaines bactéries dans la manifestation du pouvoir pathogèned'E. Adenoeides **[43].**

B. Action immunogène :

Les hôtes développent généralement des réponses immunologiques spécifiques et non Spécifiques contre les stades de développement intracellulaire d'Eimeria spp **[73].** Les réponses spécifiques comprennent la réponse humorale muqueuse et circulante qui s'initie contre le sporozoïte, le mérozoïte et les stades sexuels tardifs **[73].** D'autre part, le tissu lymphoïde associé à l'intestin implique des lymphocytes CD8 + cd T et CD4+ ab T intraépithéliaux et lamina propria dans les réponses à médiation cellulaire **[73].** De plus, les cellules tueuses naturelles (NK) semblent jouer un rôle principal dans les réponses non spécifiques **[73].**

II.4.5 .4 Symptômes :

Les signes cliniques de coccidiose chez les dindes ne sont pas pathognomoniques et comprennent la perte d'appétit, l'apathie, les recroquevilles, les piaillements constants, ailes tombantes et plumes ébouriffées **[57].** La maladie provoque généralement de graves troubles intestinaux [**73],** de la diarrhée aqueuse ou mucoïde, selles striées de sang **[44],** une déshydratation, une perte de poids, et une faiblesse **[73].** Collectivement, ces symptômes sont associés à une baisse de la production d'œufs, une diminution du taux de croissance due à une malabsorption des nutriments chez l'adulte, une entérite nécrotique due à Clostridium perfringens, et une mortalité élevée **[73].**

II.4.5 .5 Les lésions :

Les espèces d'Eimeria qui infectent les dindes ne produisent souvent que quelques lésions macroscopiques de la muqueuse intestinale, même lorsque l'infection est suffisamment grave pour entraîner la mort de l'hôte. Bien que certains dommages ou la dissociation cellulaire était visible la zone concernée était très limitée, et les villosités proches semblaient normales **[74].** La récupération est rapide, donc les lésions pourraient ne pas être détectées lors de l'autopsie **[44].** Les lésions décrites pour les espèces d'Eimeria (Eimeria adenoeides, Eimeria meleagridis, et Eimeria gallopavonis) ont été rapportées être similaire ; desquamation de l'épithélium, œdème de l'intestin mur et un matériau caséeux blanc caractéristique ont été décrit principalement dans la partie inférieure de l'intestin à partir du iléon et continuant jusqu'au rectum avec la caractéristique bouchons caséeux remplissant les deux poches caecales **[6].**

Tableau 10 : Méthode de Johnson et Reid **(Johnson et Reid, 1970)**

Notes	***Scores lésionnels***
0	Absence de lésions.
+1	Lésions discrètes et peu nombreuses.
+2	Lésions modérées avec la présence d'un contenu intestinal aqueux.
+3	Lésions étendues avec œdème de la paroi intestinale.
+4	Lésions inflammatoires sévères avec tendance hémorragique.

II.4.6 Diagnostic

A. Diagnostic clinique

En général, le diagnostic clinique de la coccidiose est facile et basé sur l'observation des signes cliniques. Il peut se confirmer aisément à l'examen coprologique **[75].**

B. Diagnostic expérimental :

B.1. Examen coprologique :

On constate qu'il y a deux méthodes **:**

- **Méthode de concentration par sédimentation :** Elle est basée sur l'examen du culot qui est le résultat de sédimentation au fond du récipient dans lequel les matières fécales ont été mises en suspension. La plus part des oocystes ont une densité supérieure à celle de l'eau **[63]**

. Méthode de concentration par flottaison :

Elle consiste a diluer les échantillons de matières fécales dans un liquide d'une densité plus élevée que celle des oocystes, de telle sorte que sousl'action de la pesanteur ou d'une centrifugation les oocystes montent â la surface du liquide et on peut les récupérer pour les examiner [**63**].

B.2. Examen microscopique

Le diagnostic de la coccidiose nécessite l'examen des grattages muqueux de différentes régions de l'intestin avec un microscope pour identifier les stades (schizontes, gamétocytes et oocystes) qui peuvent être présents **[57].** La localisation des lésions et leur nature sont suffisamment distinctives pour permettre une identification précise **[57].**

B.3. Autre examen :

Quant au diagnostic sérologique, il peut être réalisé par plusieurs techniques, notamment la technique ELISA (Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay) **[62]** . Des outils de diagnostic moléculaire basés sur la PCR ont également été développés **[77].**

II.4.7 Traitement :

Comme chez les poulets, le traitement des épidémies chez les dindes est moins souhaitable que la prévention par chimiothérapie ou immunisation. Lorsqu'un traitement est nécessaire, application d'amprolium ou d'un sulfamide est recommandées. La toxicité des sulfamides limite leur utilité pour les dindes [**44].**

Les produits anticoccidiens affectent la synthèse des cofacteurs, les fonctions mitochondriales ou la fonction membranaire cellulaire de Eimeria spp [**73].** Cependant, l'utilisation mondiale de ces médicaments a conduit au développement d'une efficacité réduite, d'une résistance croisée et d'une résistance multi-médicaments contre tous [**73].**

II.4.8 Prophylaxie :

L'élimination de la source d'oocystes d'Eimeria et la désinfection continue par préparation antioocystes comme l'hydroxyde d'ammonium, Cependant, des substituts au contrôle de la coccidiose et des stratégies anticoccidiennes alternatives (Tableau 11)**,** tel que biosécurité, gestion, phytothérapie, pré- et probiotiques et vaccination développée **[73].**

Tableau 11 : *Vue d'ensemble des méthodes préventives les plus utilisées pourcontrôler la coccidiose* ***[73].***

Stratégie	Méthode préventive	Effet
Gestion et biosécurité	Désinfection des matériaux, des personnes et des équipements entrant dans la ferme	Réduire l'infection
Phytothérapie Orale et Additifs alimentaires	-Artéminsine et extraits citriques -Origan,échinacée, champignons (lectine). Curcuma et bétaïne. -T.violacea extraits de plantes riches en anti oxydants. -Lectine (FFIL) extraite du champignon. -Fomitellafraxinea -Extrait d'ail - Mélange d'hulles de ricin et de noix de cajou	-Inhiber Le développement d'Eimeria spp. -Affecte indirectement le développement des coccidies. -Diminution de la production d'oocystes. -Réduction de l'excrétion des oocystes. -Atténuer l'inflammation et les blessures dues à la coccidiose hépatique. -Augmenter l'habitabilité des animaux infectés et réduire les lésions intestinales.
Prébiotiques	-Mannanoligosaccharides (MOS) 'BioMos . SAF-Mannen, Y-Mos et Celmana'	-Bloque la liaison des agents pathogènes à la surface muqueuse Stimule la réponse immunitaire, améliore le développement de Bifidobactéries spp. et Lactobacillus spp. et supprime le nombre d'entérobactéries.
Probiotiques	-MitoGrow et Mito Max.	-Réduit l'invasion intestinale, le développement de l'excrétion des coccidies et des oocystes Augmente la réponse anticorps.
Autres produits	-Ibuprofène (anti-inflammatoire non stéroïdien - AINS). -Enzyme mucolytique (protéase).	Réduit l'inflammation due à la coccidiose -Altérer l'attachement d'Eimeria à la couche de mucus.

Bien que les mesures de gestion et de biosécurité puissent interrompre l'introduction d'Eimeria spp. dans une ferme, en pratique, ils ne pouvaient pas se tenir seuls pour empêcher les flambées de coccidiose. De plus, la phytothérapie, l'aromathérapie et les pré- et probiotiques montrent des résultats confus et n'ont donc pas été appliqués à grande échelle sur le terrain jusqu'à présent **[73].**

II.4.8 .1 Contrôle par chimiothérapie :

La plupart des producteurs utilisent des médicaments anticoccidiens en continu dans l'alimentation pendant au moins 8 semaines ***[44].*** Chez la dinde:

la toxicité des anticoccidiens est plus forte que chez le poulet, il faut donc les utiliser avec précaution. ***[68]***

II.4.8. 2 Prévention avec vaccination planifiée :

Il existe différents types de vaccins :

- ***Va ccins vivants virulents :***

vaccin contre la coccidiose pour les dindes serait disponible aux États-Unis d'ici janvier 1961. Ce vaccin contient des oocystes vivants de E. meleagrimitis, E. adenoeides, E. dispersa, et E. gallopavonis, et est utilisédans une mesure limitée pour vacciner les dindes de type viande. Un autre vaccin, basé sur des souches sauvages de E. meleagrimitis et E. adenoeides, est également disponible dans le commerce (Immucox). Des méthodes d'application traditionnelles, via l'alimentation et l'eau potable, ont été utilisées pour vacciner les dindonneaux, y compris une méthode qui fournit des oocystes dans un gel comestible. Une variation dans cette dernière méthode, appelée `` gel spray'', a récemment été décrite. Il a également été démontré que la vaccination par pulvérisation oculaire induit une immunité solide. Bien que cette méthode n'ait eu qu'une application pratique limitée ***[57].***

-Il existe des risques inhérents à l'utilisation de souches virulentes de coccidies, et un traitement occasionnel à l'âge de 3 à 4 semaines estnécessaire si l'une des espèces se multiplie trop rapidement, mais leprogramme a été utilisé avec un succès modéré ***[44].***

- ***Vaccins inactivés injectables :***

Vaccination de géniteurs avec le transfert des anticorps maternels à la descendance **[78].** La pratique a prouvé que la stratégie de prévention et de contrôle de la coccidiose la plus solide et la plus efficace est la vaccination ***[73].***

Chapitre III : Etude expérimentale

III -1-Objectif du travail :

C est une recherche expérimentale qui présente des résultats obtenus suite à des techniques d'identification des espèces d'Eimeria et des autopsies de différentes espèces de volaille.

Pour ce faire, plusieurs échantillons de fientes ont été prélevés des élevages correspondant (poulet de chair, poule pondeuse, oies, dinde). Ces derniers ont été pris de manière aléatoire mais en respectant un parcours en (W) au sein de l'élevage et essentiellement autour des mangeoires et abreuvoirs où la litière et susceptible d'être plus humide et donc plus souillée que d'autres zones.

Pour la caille, nous avons eu recours à un élevage personnel où nous avons divisé les volailles en cages A et B, avec 5 cailles dans chacune des cages. Les animaux de la cage A étaient logés dans des conditions favorables à la coccidiose (mauvaise hygiène, alimentation naturelle) alors que ceux la cage B étaient logés dans des conditions défavorables à la coccidiose (bonne hygiène, alimentation spéciale contenant un anticoccidien).

III -2- Présentation de la région d'étude :

Notre étude a été réalisée au niveau de la wilaya de Médéa. La recherche a duré dumois de décembre de l'an 2022 jusqu'au 26 mai de l'année 2023. Le travail a portésur 13 Echantillons de plusieurs localités de la région de Médéa à savoir, Médéa centre, Oulad Saleh, Oulad Ibrahim, Ouzera, Herbil, Ksar el Boukhari, Benchicao. Il s'agit d'élevages variés (voir tableau 1)

Ces échantillons ont été pris au lieu d'analyse qui est le laboratoire des sciences de l'université Yahia Fares de Médéa et l'histologie a été réalisée au niveau de l'hôpital Mohamed Boudiaf de Médéa.

III -2-1 - situation et limite de la région d'étude :

Wilaya de Médéa, Une région agricole et thermale stratégique qui regorge de fortes potentialités, caractérisée par une altitude élevée et un relief mouvementé enserrant quelques plaines assez fertiles pour s'estomper ensuite aux confins des hautes plaines steppiques, en une série de collines ondulées. Une telle position stratégique a fait de Médéa une zone de transit principale et un trait d'union entre le Tel et le Sahara, d'une part, et entre les Hauts Plateaux de I 'Est et ceux de I' Ouest, d'autre part. La wilaya de Médéa est située à 88 km à l'Ouest de la capitale, Alger. Elle s'étend sur une superficie de 8.775,65 Km La population totale de la wilaya est estimée à 830 943 habitants (anonyme1) [1]

- *au nord, par la wilaya de Blida ;*
- *à l'ouest, par les wilayas de Aïn Defla et Tissemsilt ;*
- *au sud, par la wilaya de Djelfa ;*
- *à l'est, par les wilayas de M'Sila et Bouira.*

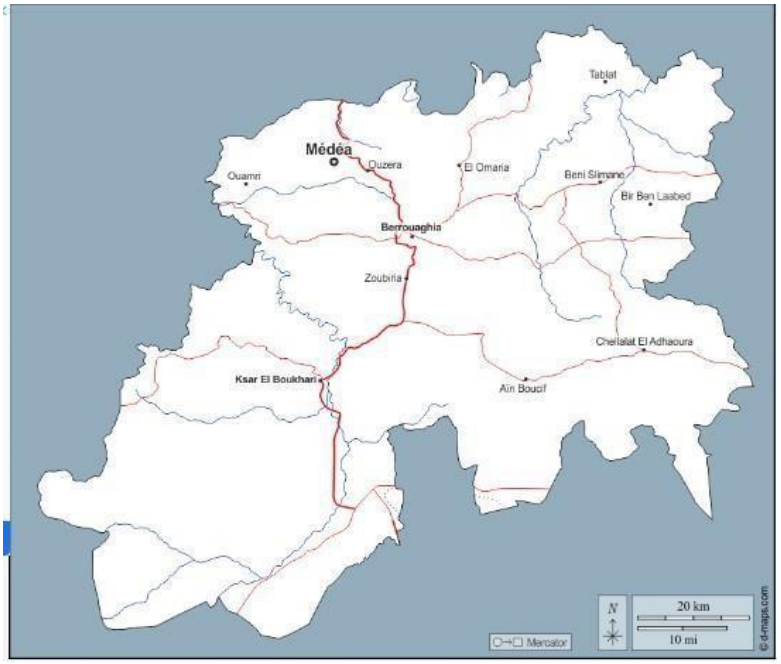


Figure 25 *: carte géographique de la Wilaya de Médéa (anonyme 2)*

III -3-Matériel et méthodes :

Nous avons décrit tout d'abord l'origine des prélèvements puis nous avons vu comment ces prélèvements ont été préparés pour éclairer au mieux la présence de la coccidiose chez les animaux de bases cours ainsi que l'étude histopathologique des différentes parties du tube digestif des volailles en détaillant le processus emprunté àce but.

III -3-1 - Fiche d'enquête :

Une fiche d'enquête qui a accompagné chaque prélèvement recueilli a été réalisée et ce dans le but de récolter le maximum d'informations en relation avec la présence ou l'absence de la maladie concernée.

III -3-2 - Prélèvements :

III -3-2 -1- Méthode de récolte :

III -3-2 -1 -a- matière fécales:

Nous avons recueilli des échantillons de 30 g à 80 g dans divers place dans la litière plus précisément à côté des abreuvoirs. Prendre une petite quantité de fientes à l'aide d'une cuillère et les mettre dans des pots coprologiques numérotées puis laissées environ trois jours afin de sporuler dans le poulailler où les conditions de température étaient de 30-34°C et les ramener au laboratoire d'analyse de l'université de Yahia Fares de Médéa.



Figure 26: prélèvement de la matière fécal (photo personnelle 2023).

III -3-2 -1 -b- Autopsie (fragment d'intestin):

3 sujets (2 dindes ; 1poulet, 1 caille) ont fait objet d'autopsie. Après avoir reçu des cadavres au niveau de deux cabinets vétérinaires (Figure 4 et 5). Un raclage a été effectué après une observation macroscopique afin de rechercher des lésions au niveau intestinal : le score lésionnel Noté de [0 à 4] en fonction de la gravité croissante des lésions observées [3]. Une partie de l'intestin, à savoir le duodénum, le jéjunum, l'iléon et le cæcum, ont ensuite été prélevés et placée dans des flacons en ver spécifique contenant une solution de formol tamponnée à 10 % ,qui est la fixation des prélèvements. Ces dernier ont été transportés dans une glacière au laboratoire d'anapathe au sain de l'hôpital de Médéa afin de préparer des coupes histologiques dans le cadre de déterminer les différentes lésions histopathologique.



Figure 27: *autopsie de poulet (photo personnelle, 2023)*



Figure 28: *autopsie de caille (source personnelle, 2023)*

III -3-2-2-1- Matériel de récolte :

- Gants et masques.
- *Pots coprologiques.*
- *Des bottes.*
- *Une blouse.*
- *Une cuillère*
- *en plastique.*



Figure 29 *: méthode de récolte des échantillons (*prise personnelle 2023*).*

III -3-2-2-2- Appareillage biologique :

- *Matière fécales*
- *Fragment d'intestin*

III -3-2-2-3-. Appareillage non biologique :

A. Verrerie et appareillage :

- *tubes à essais*
- *Lame porte objet*
- *Lamelle couvre objet*
- *Microscope muni des objectifs*
- *Spatule en bois*
- *Passoire à Thé (maille d'environ 0.5 mm de diamètre)*
- *Pilon et mortier*
- *Balance*
- *des gants en plastique*
- *Bavette*
- *micropipette*
- *Erlenmeyer*
- *Boites en plastique*
- *Agitateurs de verre*
- *Récipients en plastique*

B. *Les* solutions :

- *Eau du robinet*
- *Formol dilué à 10% Eau distillée*
- *- Plusieurs solutions de densités différentes existent pour la flottation telles que:*
- *Solution de Seather (sucrée saturée) de densité d = 1,12 ou 1, 27.*
- *Nitrate de sodium de densité d = 1, 22.*
- *Sulfate de zinc à 33% de densité d = 1,18.*
- *Chlorure de sodium de densité d = 1,18 à 1,2*
- *Xylène*
- *Paraffine*
- *Toluène*
- *Éthanol*
- *Hématoxyline-éosine*

Mais dans nos expérimentations, le Na Cl a été choisi car il est peu coûteux ,et facile à préparer et fait remonter les oocystes de coccidies. tandis qu'il peut être corrosif et provoque une déformation importante des œufs si ces derniers y restent longtemps.



Figure 30: préparation de la solution d'NaCl (prise personnelle, 2023).

III -3-2-3- Travail de laboratoire :

A- Technique de contrôle de la présence d'oocyste dans les prélèvements (coproscopie qualitative) :

La flottaison est la méthode de concentration la plus exploitée en médecine vétérinaire. elle a pour but de regrouper les éléments parasites à partir d'une très petite masse d'excréments. Elle est basée sur l'utilisation d'une solution plus dense que la majorité des œufs Parasites (d=1,2). L' objectif est de faire ressortir les éléments parasites à partir de fragments de matières fécales.

- Réalisation de l'inspection macroscopique du prélèvement dans le but de différencier la matière fécale selon l'aspect.
- Pesage de 30 grammes de matières fécales à l'aide d'une spatule en divers points du prélèvement.
- Ajout de 150 ml d'une solution d'eau de robinet.
- Homogénéisation de la suspension au moyen d'un mortier et d'un pilon.
- Filtration du mélange avec une passoire à thé sous laquelle on a pris soin de déposer un récipient en plastique.
- Remplissage d'un tube à essai avec 1 ml du liquide filtré à l'aide d'une micropipette et 9 ml de Na Cl jusqu'à la formation d'un ménisque convexe.
- Recouvrir le ménisque d'une lamelle sans emprisonner les bulles
- d'air. Attendre 5 à 10 minutes la remontée des oocystes.
- Retirer la lamelle à la face inférieure de laquelle se sont accumulés les oocystes. Poser la face inférieure de cette lamelle sur une lame porte objet.
- Observer au microscope à l'aide de l'objectif x40 puis x10. Pour l'identification de ces éléments, on a dû utiliser l'objectif x40 voire l'objectif à immersion pour obtenir une image fine des oocystes observés.

La surface de la préparation est explorée systématiquement et rationnellement afin qu'aucun point n'échappe à l'inspection.

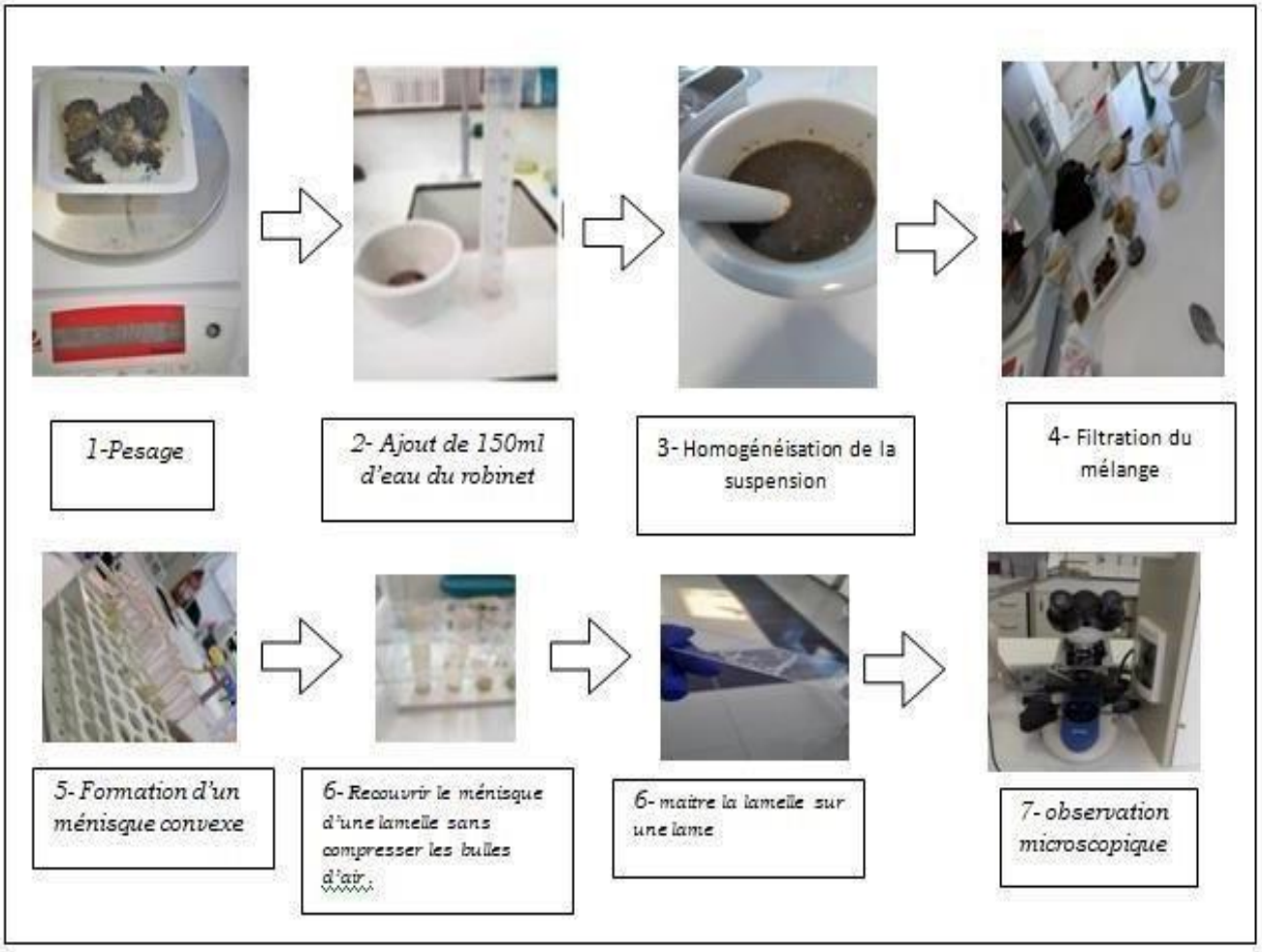


Figure 31 *: Etapes de la coproscopie qualitative (*prise personnelle *2023).*

III -4- Résultats et discussion :

III-4-1-Résultats :

III-4-1-1- Observations générales lors de l'échantillonnage :

Le symptôme clinique observé lors du prélèvement était la diarrhée. Les matières fécales étaient de couleur brun foncé ou verdâtre et parfois sanglante et aqueuse. Les volailles mangeaient et buvaient activement et semblaient en parfaite santé.



Figure 32: Observations générales lors de l'échantillonnage (prise personnelle, 2023)

Le tableau N ˚1 illustre le nombre des prélèvements effectués dans les différentes régions visitées ainsi que leur aspect et leur couleur mais aussi l'âge de la volaille correspondant.

Tableau 12: Nombre, aspect ,couleur, élevage dans chaque région de la wilaya de Médéa.

L'échantillon	*La région*	*Nombre de prélèvement*	*Aspect*	*Couleur*	*Elevage*	*L'âge de la volaille*
A/Poulet	*Médéa*	***1***	*Normal*	*Marron*	*Sauvage*	*45 Jours*
B/poulet	*Oulad Saleh*	***1***	*Normal*	*Marron*	*Sauvage*	*4 mois*
C/Canard	*Médéa*	***1***	*Liquide*	*Verdâtre*	*Sauvage*	*25 jours*
D/Caille	*Médéa*	***2***	*Semi liquide*	*verdâtre*	*Sauvage*	*20 jours*
E/Caille	*Médéa*	***2***	*Semi liquide*	*verdâtre*	*Sauvage*	*20 jours*
F/Dinde	*Médéa*	***1***	*Normal*	*Marron*	Intensive	*25 jours*
G/Dinde	*benchicaou*	***1***	*normal*	*Marron*	*Sauvage*	*25 jours*
H/Poule pondeuse	*Ksar Boukhari*	***1***	*Normal*	*Marron*	*Intensive*	*2 mois*
I/Poulet	*Ouled Harbil*	***1***	*normal*	*Marron*	*Sauvage*	*48jours*
G/Poulet	*Ouzera*	***1***	*liquide*	*Marron claire*	*Intensive*	*20 jours*
K/Oie	*Médéa*	***2***	*liquide*	*Marron*	*Sauvage*	*2 mois*
L/Oie	*Oulad Saleh*	***1***	*Normal*	*Marron*	*Sauvage*	*5 mois*
M/poulet	*Medea*	***1***	*Semi liquide*	*verdâtre*	*Intensive*	*30jours*
N/Poulet	*benchicao*	***1***	*normal*	*verdâtre*	*Intensive*	*25jours*
O/poulet	*Oulad Brahim*	***1***	*normal*	*Marron*	*Sauvage*	*20jours*

III-4-1-2- Informations obtenues des producteurs de volailles dans la région de Médéa :

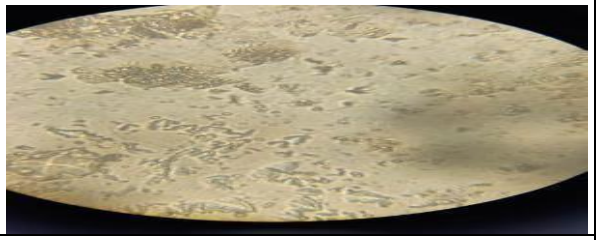
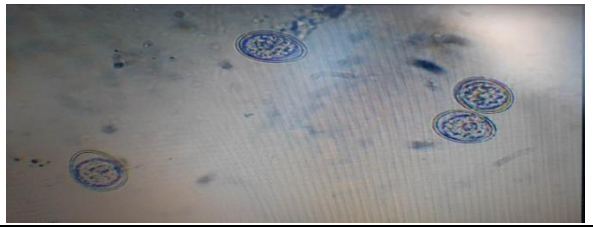
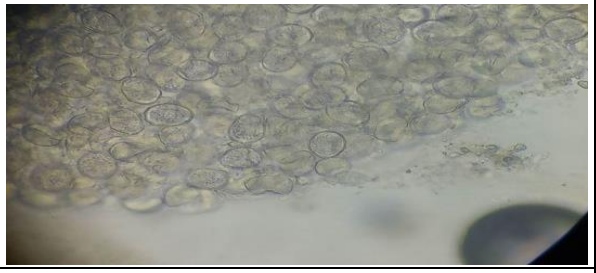
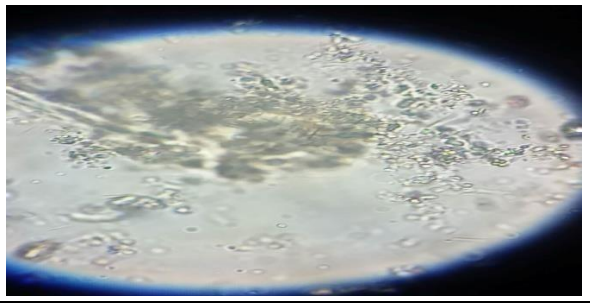
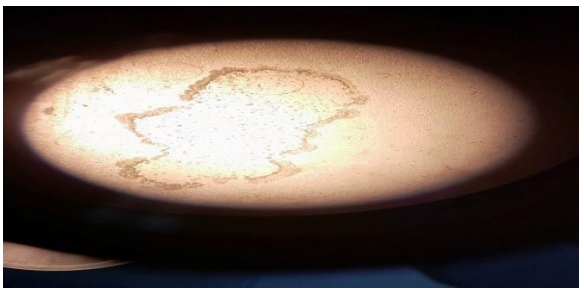
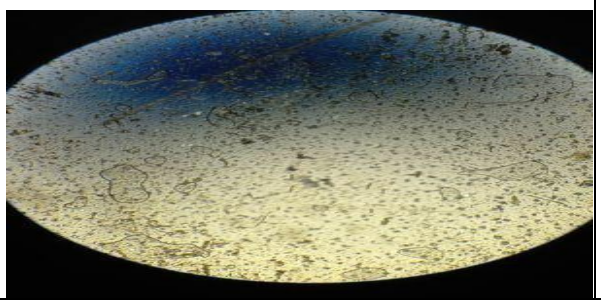
Les informations acquises indiquaient que les volailles avaient entre 18 et 46 jours et que la taille du troupeau dépassait quasiment 2000 volailles par ferme. La litière était en bon état. Les volailles ont été nourries avec un aliment composé commercial contenant des coccidiostatiques. Les poulaillers visités sont intensifs, sauvage , personnelles . Selon les agriculteurs, aussi bien qu'ils utilisent des vaccins et des médicaments comme Diclazuril et toltrazuril. Cependant, la maladie est suspectée en cas de diarrhée sanglante, de chute de poids, de faiblesse du troupeau et d'isolement des animaux.

Pour la caille , c'est un élevage personnel nous avons divisé les dindes en cages A et B, avec 5 cailles chacune .la cage A était logée dans des conditions favorable à la coccidiose (mauvaise hygiène ,alimentation naturelle)et la cage B était logée dans des conditions défavorables à la coccidiose (bonne hygiène , alimentation spéciales contenant de l'anticoccidien.

III-4-1-3- Résultats de recherche de la coccidiose (technique de flottaison) :

Selon notre enquête, le taux global des élevages positifs et négatifs à la coccidiose est de l'ordre de 7 (P) et 9 (N) ces pourcentages est reparti différemment dans 7 régions étudiées, a savoir Oulad Brahim, Medea Centre, Ouzra, Ksar Elboukhari, Ouled Harbil, Ouled Salah et Benchiccao.

Tableau 13 : l'observation et l'interprétation des résultats.

E.ch	*Observation*	*Interprétation*
1/Poulet		Négative : Absence de coccidies
2/Poulet		*Positive : Présence de coccidies sporulés*
3/Caille		*Positive : Présence de coccidies sporulés (en charge importante)*
4/Canard		*Négative :* *Absence de coccidies*
5/Dinde		*Négative :* *Absence de coccidies*
6/Oei		*Négative :* *Absence de coccidies*

III-4-1-3-a résultat du poulet :

sur 7 sujets de poulet de chair 4 sont positifs (voir le tableau 3)

Tableau 14 : Présence coccidienne suivant les région

Elevage	Positif	Négatif	Posétif %
Poulet Médéa	0	1	0 %
Poulet Ouled Salah	0	1	0 %
Poulet Ouled Harbil	0	1	0 %
Poulet Ouzera	1	0	14.28 %
Poulet Benchicao	1	0	14.28 %
Poulet Oulad Brahim	1	0	14.28 %
Poulet Médéa	1	0	14.28 %
Totale	4	3	57.12

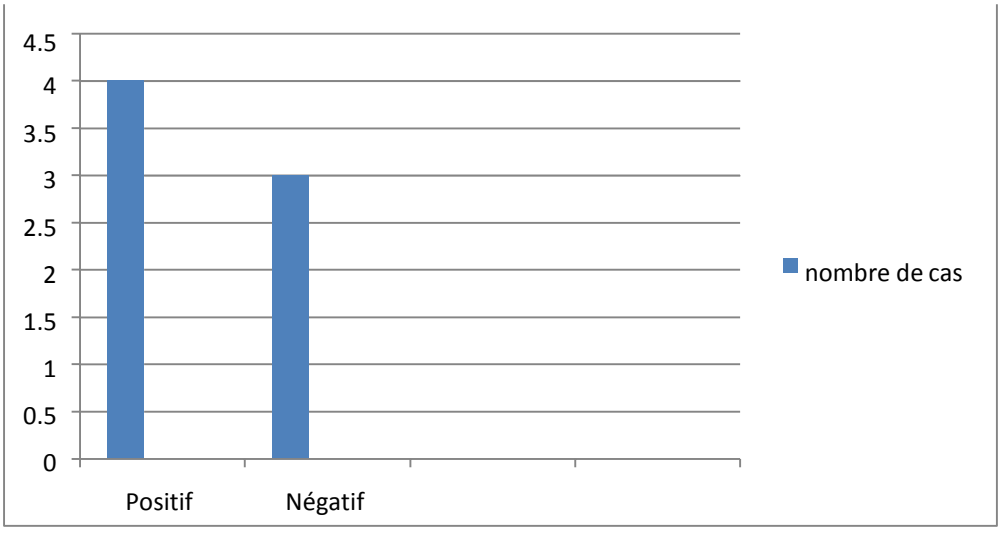


Figure 33 : graphique représentant le nombre des cas en fonction de leur positivité ou négativité

III-4-1-3-b- résultat de la poule pondeuse :

Un seul sujet a était étudier et se dernier est négative (élevage sauvage) voire le tableau4)

Tableau 15 : Présence coccidienne suivant les région

Elevage	Positif	Négatif	Positif %
Poule.p Kser Elboukhari	0	1	0%

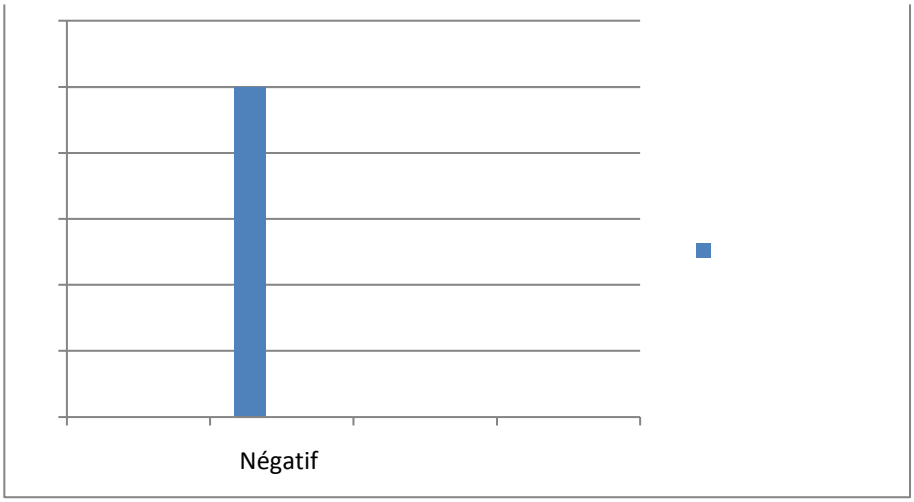


Figure 34 : graphique représentant le nombre des cas en fonction de leur positivité ou négativité.

III-4-1-3-c- résultat du canard :

Un seul sujet a été étudié et ce dernier est négatif (élevage personnel) voir le tableau5)

Tableau 16 : Présence coccidienne suivant les régions

Elevage	Positif	Négatif	Positif %
canard	0	1	0%

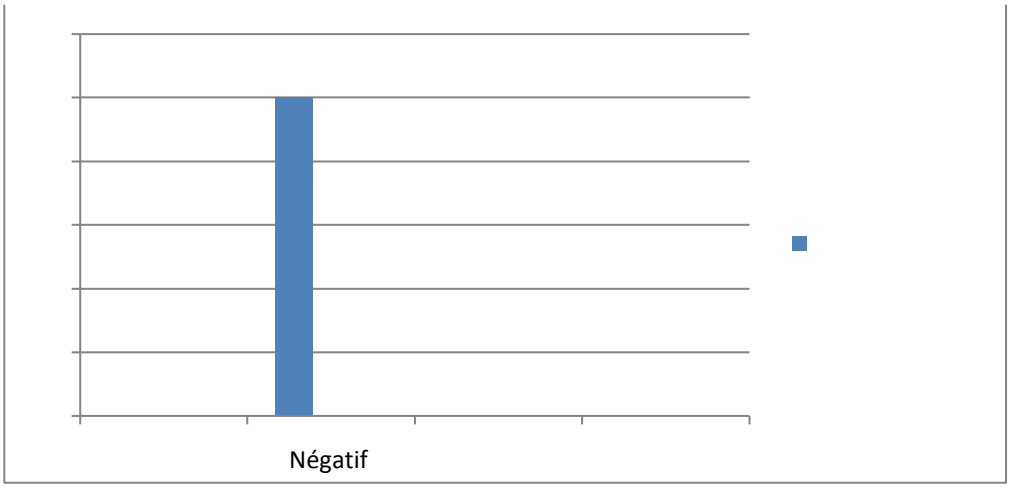


Figure 35 : graphique représentant le nombre des cas en fonction de leur positivité ou négativité.

III-4-1-3-d- résultat de la dinde :

Un seul sujet a était étudier et se dernier est négative (élevage intensif) voire le tableau6)

Tableau 17 : Présence coccidienne suivant les régions.

Elevage	Positif	Négatif	Positif %
Dinde	0	1	0%

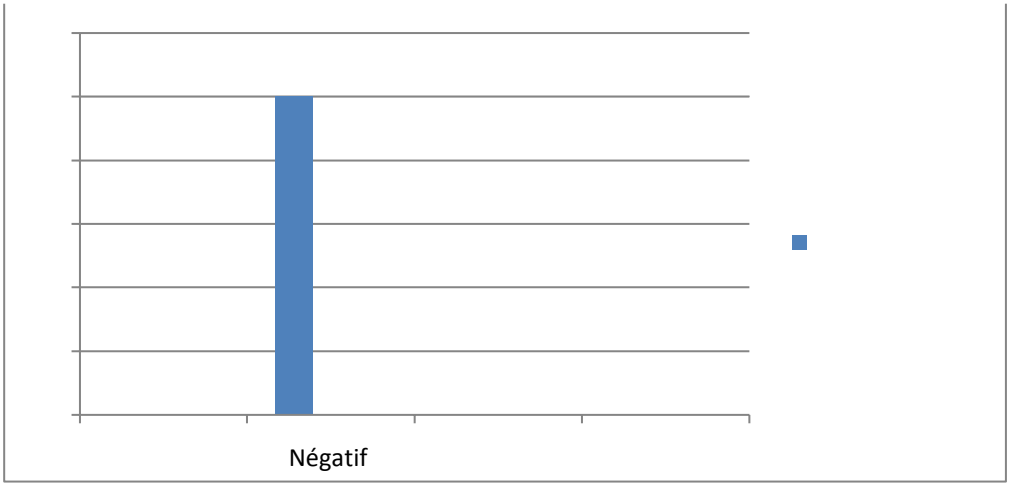


Figure 36 : graphique représentant le nombre des cas en fonction de leur positivité ou négativité.

III-4-1-3-e- résultat de la caille :

Apres avoir élevé 10 cailles et séparer chaque 5 d'elle, 4 d'entre elles sont positif

Tableau 18: Présence coccidienne suivant la région.

Elevage	Positif	Négatif	Positif %
Caille Medea	4	6	40%
Totale :10	4	6	40%

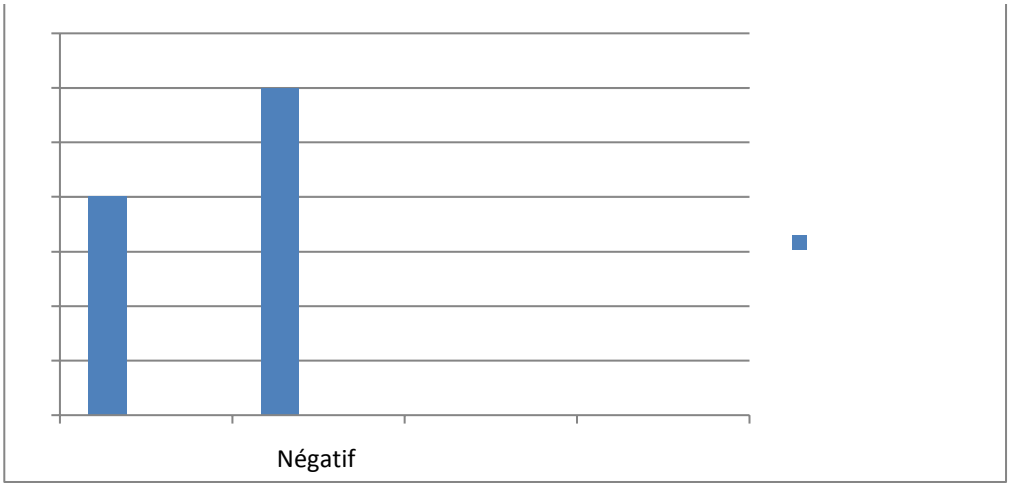


Figure 37: graphique représentant le nombre des cas en fonction de leur positivité ou négativité.

III-4-1-4 résultat des lésions :

Chez le poulet :

Au niveau macroscopique (l'autopsie) :

L'étude macroscopique des lésions coccidiennes des différents segments intestinaux (duodénum ; jéjunum ; iléon ; caecum) relevées après autopsie; en s'appuyant sur paramètres d'indentification tels que l'aspect des lésions hémorragiques et leurs localisation dans les déférents segments intestinaux. Cette étude nous ont permis d'apprécier l'évolution de la coccidiose et identifiée les différents scores lésionnels.



Figure 38: l'observation macroscopique (l'œil nu) de l'intestin grêle enflammé de poulet 6 (prise personnelle, 2023)



Figure 39 : l'observation macroscopique (l'œil nu) de duodénum de poulet 2présente un début
d'inflammation (prise personnelle, 2023)

Au niveau microscopique :

Les différentes espèces *d'Eimeria* sp sont préalablement identifiées par leurs localisations intestinales. La structurale caractéristique illustrée sur les observations ci-dessous :

1 -duodénum:

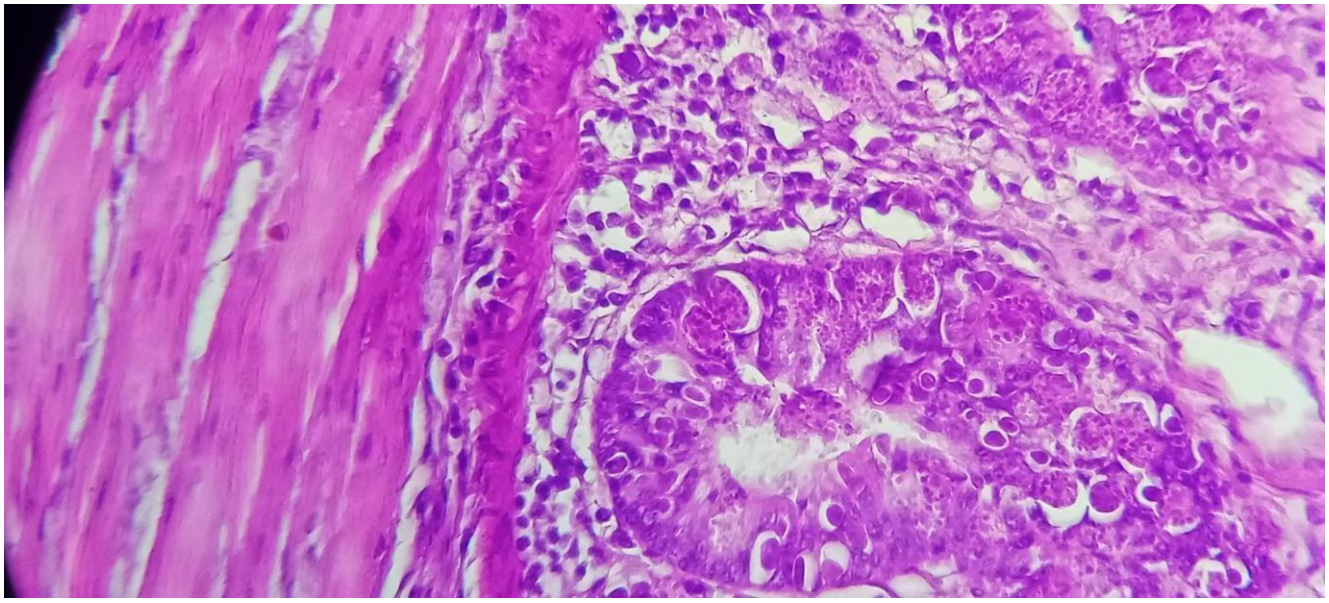


Figure 40 : coupes histologiques des duodénum de poulets de chair vue par microscope optique au gx40 (prise personnelle, 2023)

Les coupes présentées ci-dessus illustrent des glandes hypersecrétant, siège d'une exocytose de cellule inflammatoire

on suivant les lésions observer dans la figure (40),on dédie que la coccidie observer est *E.acervulina*

2 – caecum :

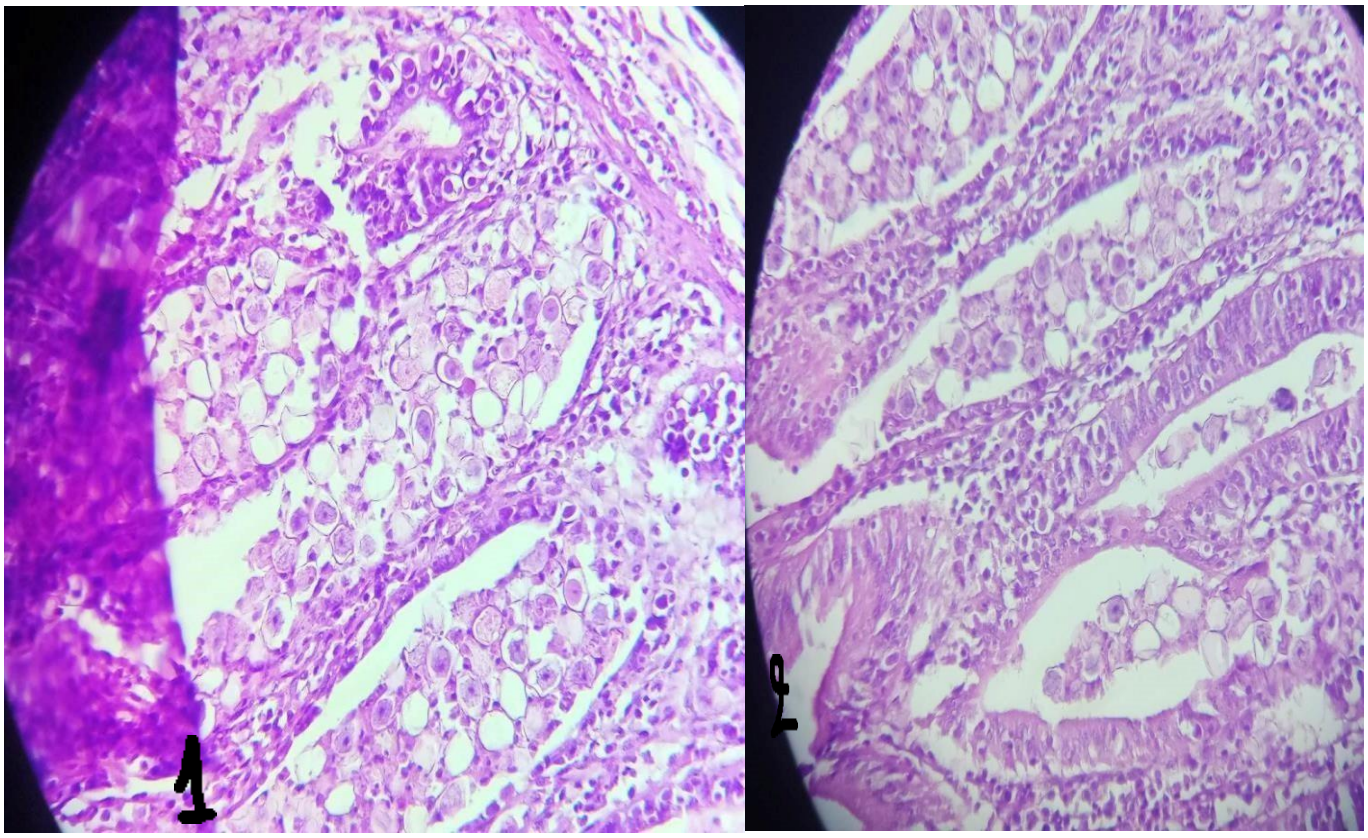


Figure 41 : histologiques du caecum de poulets de chair vue par microscope optique au gx40 **(prise personnelle, 2023)**

On peut observer sur ces figures une- muqueuse inflammatoire dans les 1er et 2eme cas - infiltrations inflammatoires, d'après l'observation microscopique des coupes histologiques on a enregistré un seule cas infecté par cette parasitose au 2eme poulet on suivant les lésions observer dans la figure (41) on dédie que la coccidie observer est E.tenella

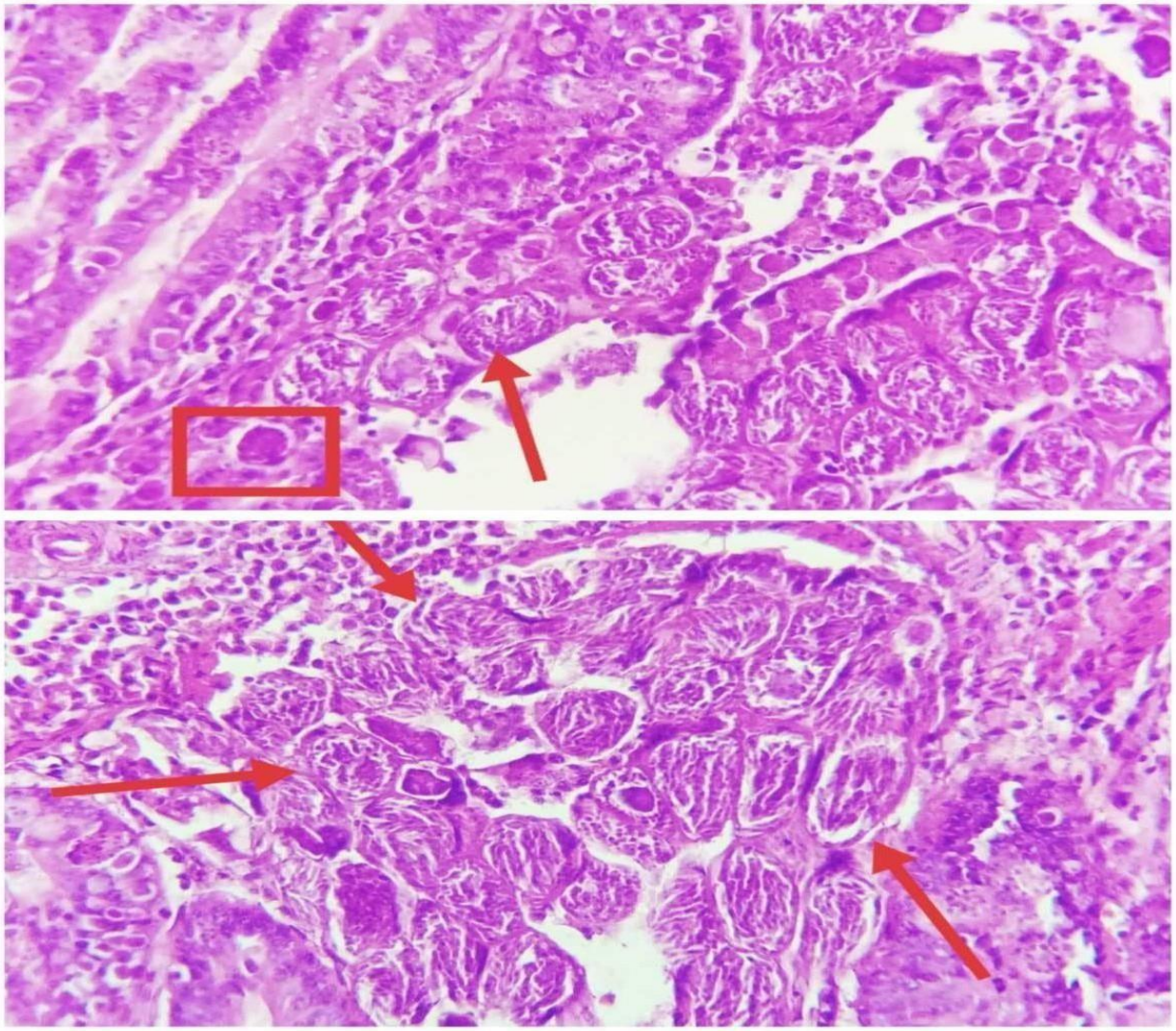


Figure 42 : Coupe histologique présente l'existence du parasite de genre Eimeria au niveau deL'iléon chez le poulet .(prise personnelle)

-Observation microscopique au gx40

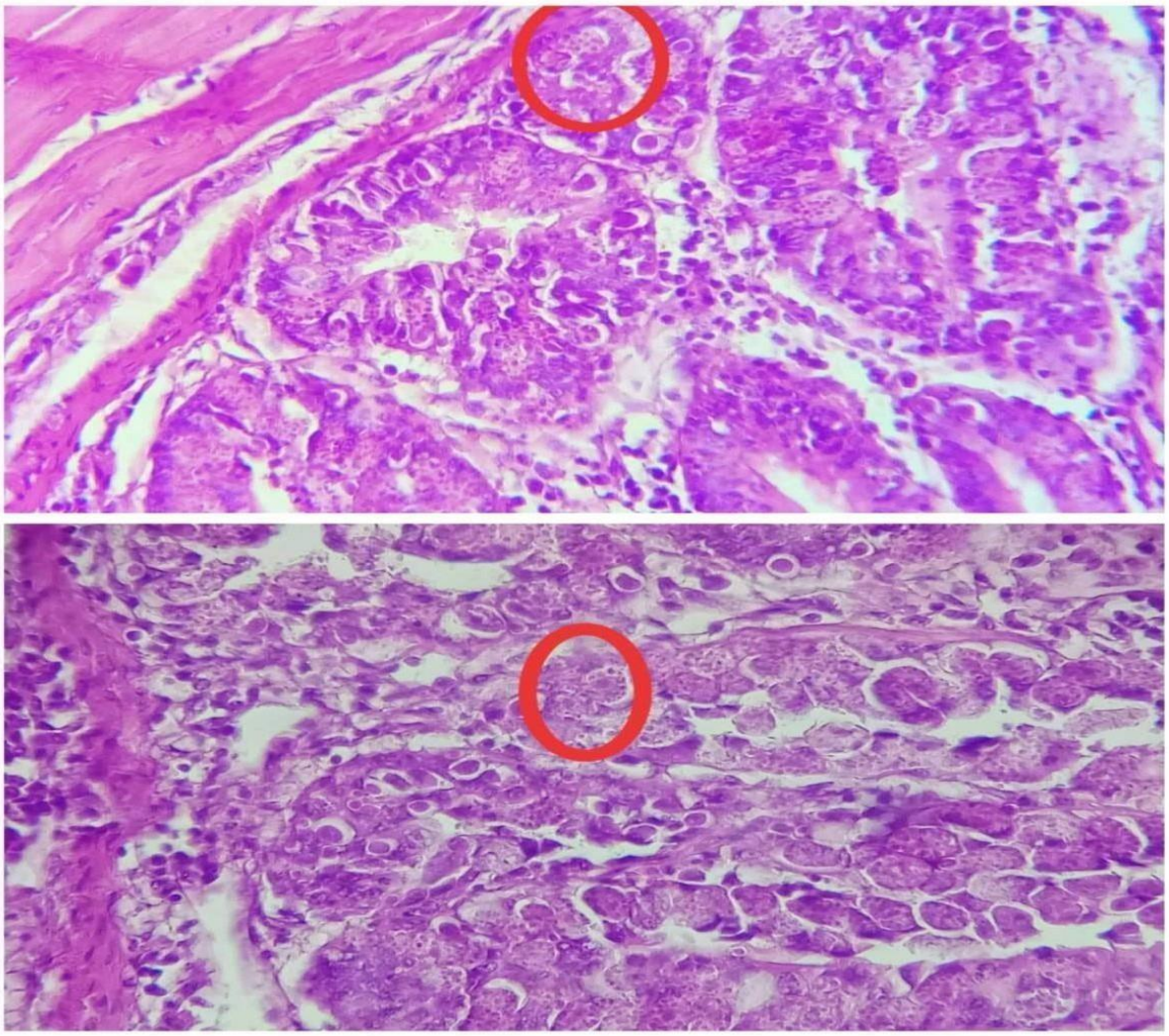


FIGURE 43 : Observation microscopique au G x40

Intestin (hématoxyline & éosine Gx40)Gamètes d' Eimeria comprenant des macrogamètes avec des corps plastiques éosinophiles brillants à la périphérie (grandesflèches) et des microgamètes (cercle).

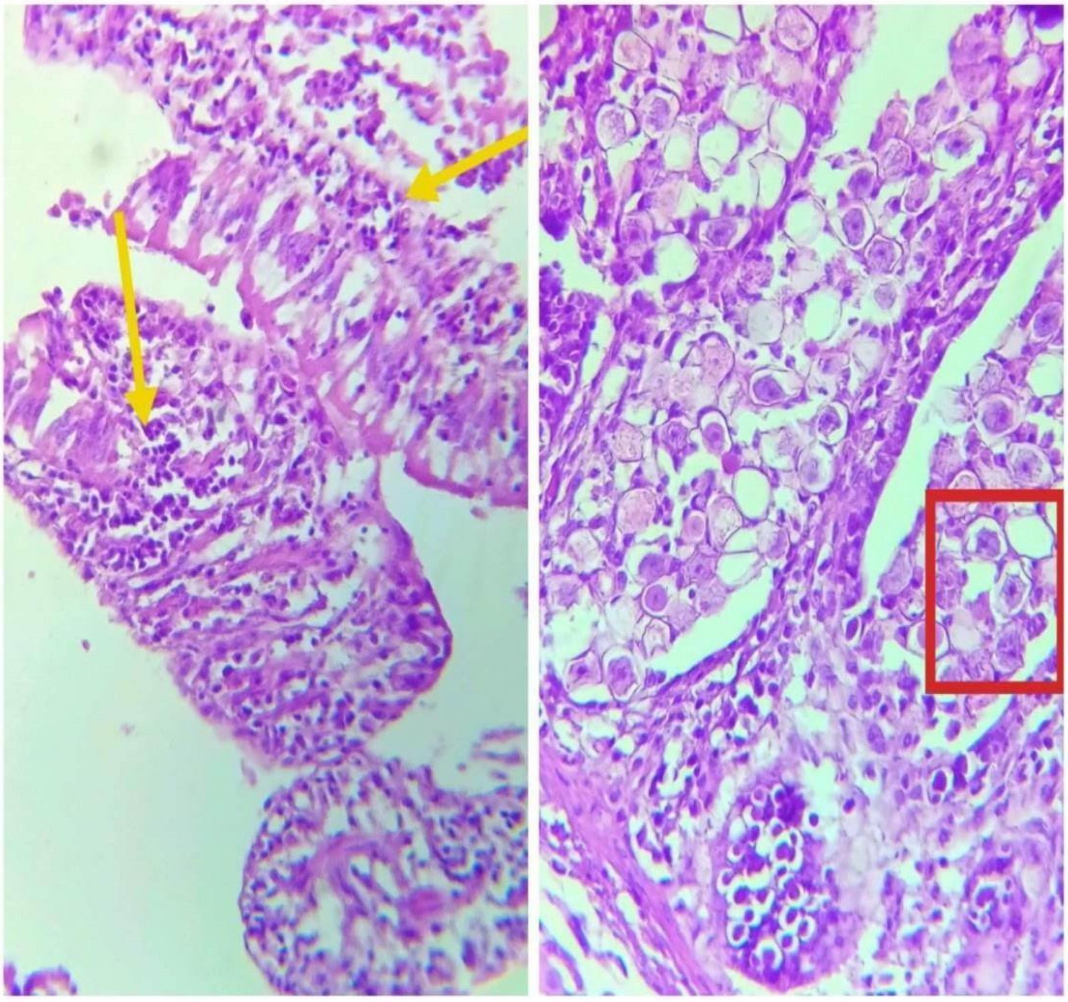


FIGURE 44: Observation microscopique au gx10 (prise personnelle).

-paroi intestinale siège d'un filtrat inflammatoire dense composé de lymphocytes et polynucléaires neutrophiles et éosinophiles (flèche jaune) G X10 avec présence de multiples granules basophiles intracytoplasmique à l'intérieur des entérocytes(carreau rouge) G x 10

Chez la caille :

Les échantillonnages de cailles sur lesquels nous avons effectué un suivi expérimental, proviennent d'une même ferme mais de deux cages différentes de l'âge de 40 jours. L'un de 100 g et l'autre de 120 g Ils sont asymptomatiques.

• ***Au niveau microscopique*** :

Dans les 2parties (- *jéjunum* ; iléon) y aucun lésion tissulaire et l'absence de parasite àl'observation microscopique

1- jéjunum :

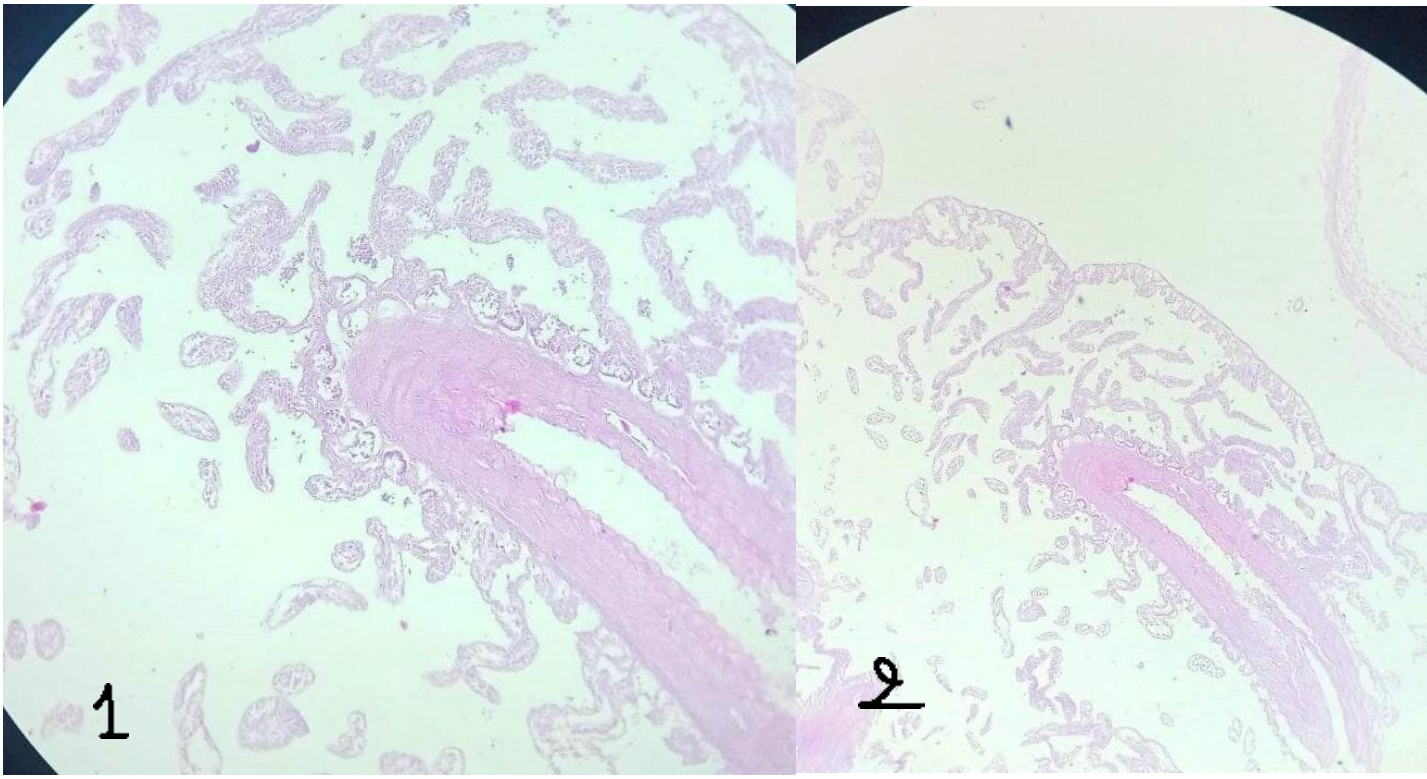


Figure 45 : coupe histologique de jéjunum de la caille (sujet 1 et 2) vue par microscope optique au gx 40 (prise personnelle, 2023)

Suivants les lésions observer dans la figure (45), on dédie que la coccidie observer est E.bateri

2- L'iléon :

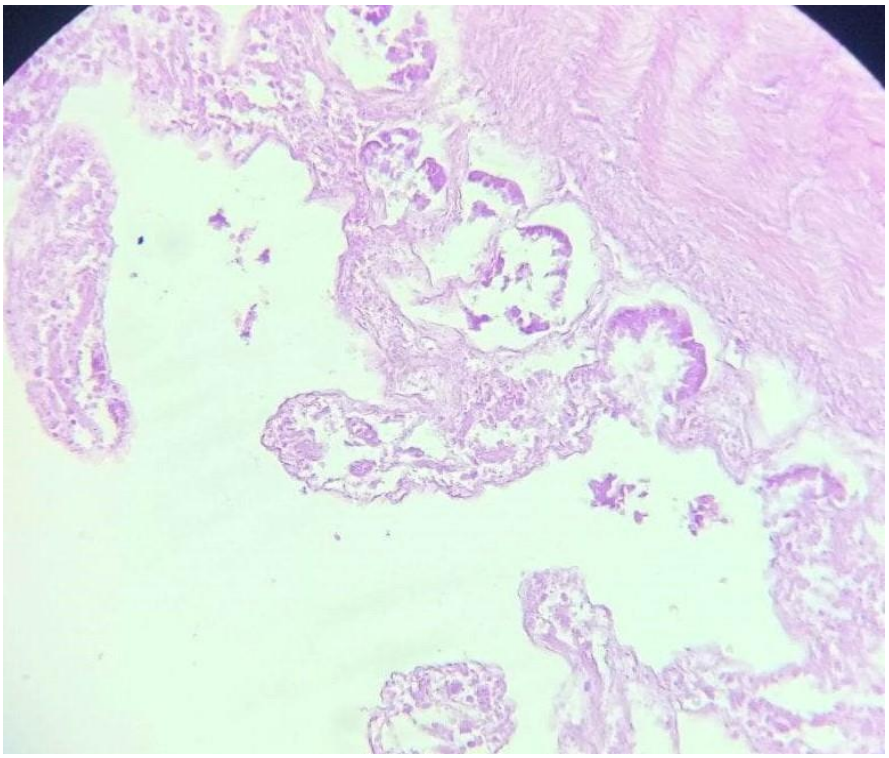


Figure 46 : coupe histologique de l'iléon de la caille vue par microscope optique au gx40 (prise personnelle, 2023)

Chez les cailles, aucun sujet porteur des coccidies ; Par conséquent il y a moins e risque decontamination par des coccidies et par d'autres parasites.

D'après les lésions observées sur la figure (46), on envisage que la coccidie observées est E.coturnicis observer au niveau de L'iléon.

CHEZ LA DINE :

B. Autopsie des dindes

Chaque visite, Deux sujets qui présentent des symptômes d'une coccidiose ont fait l'objet d'autopsie détaillée, à l'issue de laquelle des prélèvements ont été réalisés et transportés au laboratoire de l'université de Yahia Fares à Médéa après avoir réalisé une observation macroscopique à fin de déterminer le score lésionnel

1-le caecum :

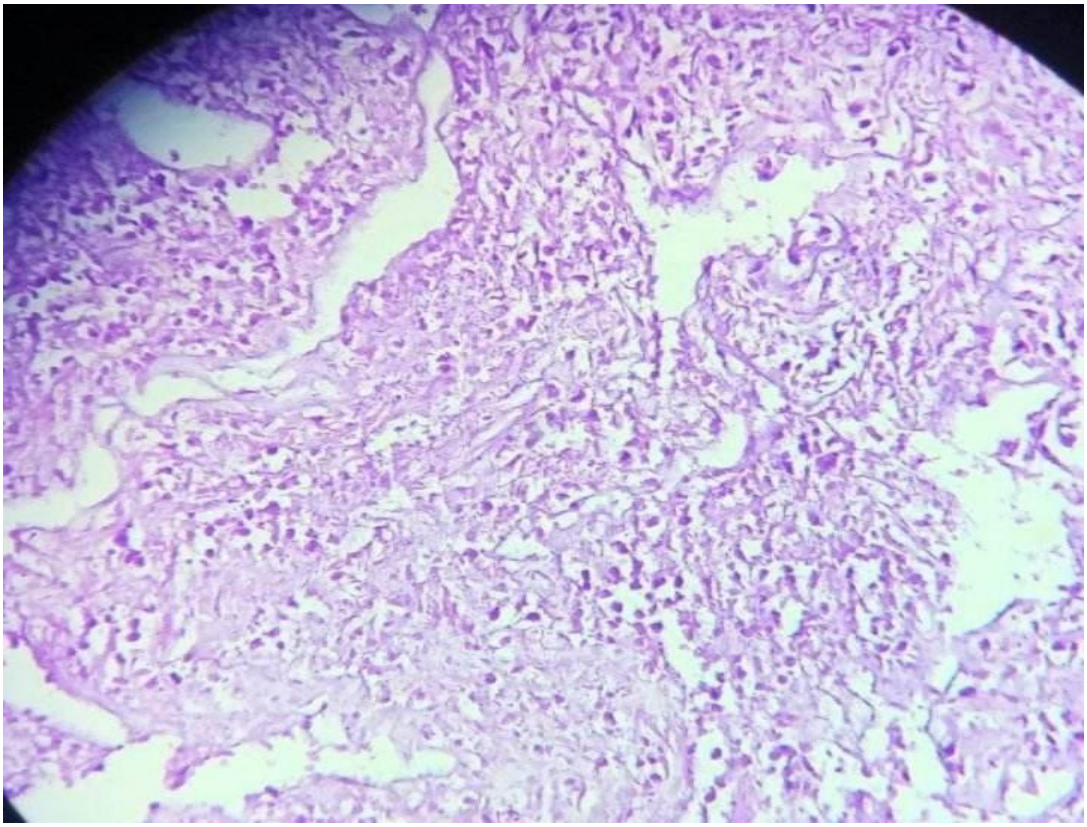


Figure 47 : coupes histologiques de la dinde vue par microscope optique au gx40 (prise personnelle, 2023)

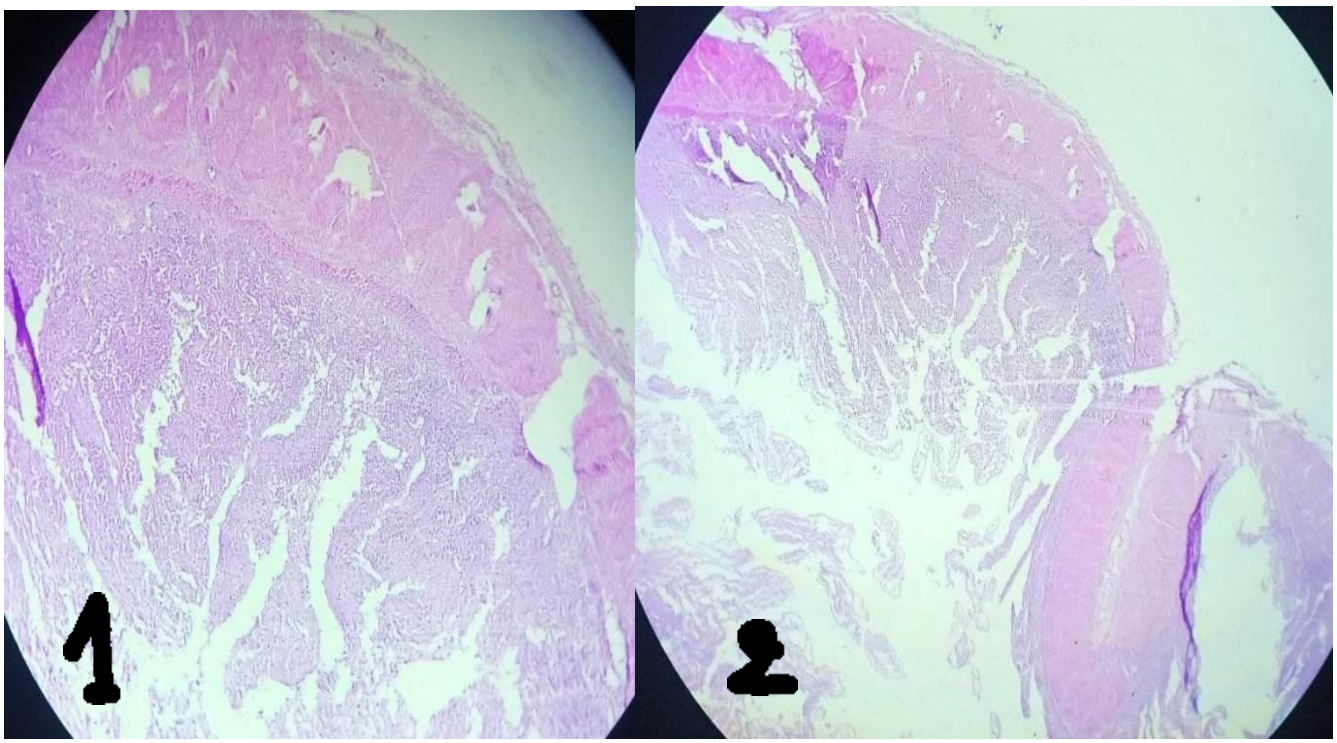


Figure 48 : coupes histologiques de la dinde vue par microscope optique au gx4 (prise personnelle, 2023)

on observe une Paroi intestinale remaniée par de la fibrine ainsi par un infiltrat inflammatoire polymorphe Composé de lymphocytes, de plasmocytes et de polynucléaires neutrophiles.

D'après les lésions observées sur la Figure (47 ,48), on considère que les coccidies observées sont des : E.adenoeide : observer au niveau du caeca.

III-4-2- Discussion :

Dans la présente étude, 7 sujets de poulet de chair (4 sauvage et 3 d'élevage intensif), 10 sujet de cailles, 2 sujet de dindes, 1 sujet de poule pondeuse, 2 sujet d'oies, ont été soumis à un examen microscopique pour identifier les sujets atteints de la coccidiose sachant que les sujet dindes, poulet et caille ont été soumis a un examen macroscopique (l'autopsie).

Ces examens nous ont permis d'identifier 7 cas positifs porteur du parasite genre Emiera. En effet même si les lésions sont typiques de la coccidiose, Plusieurs germes peuvent produire des entérites pareilles. Seulement le diagnostic de certitude résultera de l'observation microscopique des oocystes, permet de différencier la coccidiose des autres entérites : soit d'origine parasitaire (Cryptosporidium spp),virale (entérovirus, adénovirus), ou bactérienne (Salmonella spp,Escherichia coli) **BRUGEREPICOUX J. et al, 2015.**

7 cas de coccidiose sur 23 échantillons réalisés reste un chiffre notable, Ceci peut être rapporté à la période d'étude (de Mars à Mai) ; qui correspond à la saison printanière moins humide. L'absence de l'humidité dans la litière et la baisse de la température ; c'est deux facteurs empêchent la multiplication et la dissémination *des coccidies au sein des élevages avicoles qui approuve les propos que* L'humidité relative minimale est de 30% et optimale à 80% ; dans les parquets d'élevage intensif de la volaille, c'est à proximité des points d'abreuvement mal établis et laissant s'écouler de l'eau que la contamination est maximale ; en milieu sec, les oocystes n'évoluent pas et succombent rapidement] AUGUSTINE, P. C, DORAN, D. J., (1978). **(61)**

A propos des sujets Canard notre résultat était négatif parce que la charge d'élevage était faible et notre étude a été basé sur un seul sujet a cause du lanon disponibilité de cette espèce.

Pour la caille, nous avons eu recours à un élevage personnel où nous avons divisé les volailles en cages A et B, avec 5 cailles dans chacune des cages. Les animaux de la cage A étaient logés dans des conditions favorables à la coccidiose (mauvaise hygiène, alimentation naturelle) alors que ceux de la cage B étaient logés dans des conditions défavorables à la coccidiose (bonne hygiène, alimentation spéciale contenant un anticoccidien). Malgré ces dernières conditions, les sujets de la cage B ont présenté la coccidiose cela indique que les volailles peuvent développer une résistance contre les anticoccidiens présent dans leur nourriture après une longue durée de consommation.

Les résultats du poulet de chair dans les régions d'Ouzera, Benchecao et Ouled Brahim, âgé entre 21 et 25 jours qui ont été positif après l'examen de la coccidiose, cela est en relation avec leur jeune âge en étant sensible a ce parasite. Après la 6eme semaine ces derniers leur système immunitaire développe une résistance contre les parasites. Après la comparaison des résultats du poulet de chair et du poulet sauvage, on a remarqué que les sujets sauvages dans les régions de Ouled Salah et Médéa sont moins susceptibles de contracter cette maladie grâce à leur résistance acquise de leur environnement.

Chez le poulet les coupes histologique illustrent des glandes hypersecrétant, siège d'une exocytose de cellule inflammatoire au niveau du duodénum , les lésions observer dans la figure (40),on dédie que la coccidie observer est *E.acervulina* qui est la seul a être observer au niveau du duodénum et jéjunom .

une- muqueuse inflammatoire dans les 1er et 2eme cas - infiltrations inflammatoires , d'après l'observation microscopique des coupes histologiques on a enregistré un seule cas infecté par cette parasitose au 2eme poulet , les lésions observer dans la figure (41) on dédie que la coccidie observer est E.tenella qui est la seul a être observer au niveau du caecum .

Se qui est identique avec les résultât regrouper dans la **figure 11**

Pour la caille l'examen histologique montre une paroi intestinale reconnue par la présence de fantômes des villosités sans sings de spécificité dans la limite des mauvaises fixations de la pièce adressé.

Pour la dinde on observe une Paroi intestinale remaniée par de la fibrine ainsi par un infiltrat inflammatoire polymorphe Composé de lymphocytes, de plasmocytes et de polynucléaires neutrophiles, D'après les lésions observées sur la figure (46), on envisage que la coccidie observées est *E.adenoeide* qui est la seul a être observer au niveau du caeca. Se qui est identique avec les résultât regrouper dans la **figure 13**

Les Eimeria spp sont très spécifiques à l'espèce [48].

Conclusion

la coccidiose est une maladie fatale qui peut causer d'énorme pertes économiques, L'objectif de notre travail est l'étude de la coccidiose chez les sujets de poulet de chair , cailles et dinde . Cette étude a été réalisée dans la Wilaya de Médéa (5 région : ouled salah ,ouled ibrahim et Ouzera , ouled harbil, kasr elboukhari) . L'expérimentation à permet aussi d'estimer le pourcentage de positivité causé par cette maladie dans les poulets et les cailles et la dinde . Les coccidies se composent d'une grande variété d' animaux parasites du sous royaume Protozoaires du phylum Apicomplexa. En tant que groupe, les coccidies du genre Eimeria sont principalement spécifiques à l'hôte. C'est à dire que chaque coccidie a son propre espèces et infecte une partie spécifique de l'intestin.

Résumé

La coccidiose aviaire est une maladie parasitaire contagieuse, elle entraine des troubles
digestifs chez la volaille, L'agent pathogène est du genre Eimeria, la famille des eimeridae, la classe des apicomplexes. Il existe plusieurs formes et plusieurs espèces de coccidiose. Notre enquête a été menée dans différentes zones de la Wilaya de Medea (Medea, Ouled Brahim, Ouled Salah, Ouled Harbil, Ouzera, Benchiccoau ; Kser Elboukhari) , dont l'objectif est de faire une étude sur la coccidiose aviaire dans la region de Médéa, durant une période de trois mois dont les principaux résultats sont les suivants : en faisant Une méthode qualitative de flottation et une étude macroscopique et microscopique du tubes digestive de 2 poulets de chaire et 2 cailles ;2 dindes, par des étapes biologiques dans l'hôpital de Médéa

L'âge de plus propice à cette infestation correspond à une période allant de 20 à 25 jours, correspondant à l'introduction de l'aliment de croissance riche en vitamines B1qui favorise la multiplication du parasite. La présence de la coccidiose à hauteur de 30.43%, cette dernière concerne plusieurs espèces volailles dans plusieurs élevages sauvage et intensif.

Des mortalités importantes étaient enregistrées dans les élevages infestés par la coccidiose causant ainsi des pertes économiques importantes.

Les mots cleès : Coccidiose ;Medea ;Eimeria.poulet,canard,oies,dinde,poulet de chair .

Abstract

Avian coccidiosis is a contagious parasitic disease, it causes digestive disorders in poultry, The pathogen is of the genus Eimeria, the family of eimeridae, the class of apicomplexes.

There are several forms and several species of coccidiosis. Our survey was conducted in different areas of the Wilaya of Medea (Medea, Ouled Brahim, Ouled Salah, Ouled Harbil, Ouzera, Benchiccoau; Kser Elboukhari), whose objective is to carry out a study on avian coccidiosis in the Medea region, during a period of three months, the main results of which are as follows: by making a qualitative method of flotation and a macroscopic and microscopic study of the digestive tubes (small intestine and large intestine) of 2 broilers and 2 quails; 2 turkeys, by biological steps in the hospital of Medea (formalin fixation, sampling, dehydration, inclusion, cutting, dewaxing, staining, mounting of slides and finally histological observation under an optical microscope).

The age of more conducive to this infestation corresponds to a period ranging from 20 to 25 days, corresponding to the introduction of the growth food rich in vitamin B1 that promotes the multiplication of the parasite.
The presence of coccidiosis up to 30.43%, the latter concerns several poultry species in several wild and intensive farms.

Significant mortalities were recorded in farms infested with coccidiosis, causing significant economic losses.

Coccidiose ; Médéa ; Eimeria

ملخص

كوكسيديا الطيور مرض طفيلي معد يسبب اضطرابات الجهاز الهضمي في الدواجن ، العامل الممرض من جنس Eimeria ، عائلة Eimeridae، ال فئة من القمم. هناك عدة أشكال وأنواع عديدة من الكوكسيديا. تم إجراء مسحنا في مناطق مختلفة من ولاية المدية (المدية ، ولاد إبراهيم ، ولاد صلاح ، ولاد حربيل ، وأوزيرة ، وبنشكواو ، وقصر البخاري) ، والهدف منه إجراء دراسة على كوكسيديا الطيور في منطقة المدية. ، خلال فترة ثلاثة أشهر ، كانت النتائج الرئيسية على النحو التالي: من خلال إجراء طريقة نوعية للطفو ودراسة مجهرية وميكروسكوبية للقناة الهضمية (الأمعاء الدقيقة والأمعاء الغليظة) لدجاجتين من الدجاج اللاحم و 2 سمان ؛ 2 الديوك الرومية ، بخطوات بيولوجية في مستشفى ميديا (التثبيت عن طريق الفورمالين ، وأخذ العينات ، والجفاف ، والتضمين ، وتحقيق القطع ، وإزالة الكافيين ، والتلطيخ ، وتركيب الشرائح ، وأخيراً المراقبة النسيجية تحت المجهر البصري .(العمر الأكثر ملاءمة لهذه الإصابة هو فترة تتراوح من 20 إلى 25 يومًا ، تقابل إدخال غذاء النمو الغني بفيتامينات B1 الذي يعزز تكاثر الطفيل. تصل نسبة الإصابة بالكوكسيديا إلى 30.43٪ ، وتتعلق هذه الأخيرة بالعديد من أنواع الدواجن في العديد من المزارع البرية والمكثفة .تم تسجيل وفيات كبيرة في المزارع المصابة بالكوكسيديا ، مما تسبب في خسائر اقتصادية كبيرة.

Références bibliographiques

[1] GORDON RF, 1979. Pathologies des volailles. Maloine, Ed SA.101.

[2] Wikimemoire : Informatiques et Télécommunications/septembre 11,2019 / Vers des Bâtiments Intelligents pour l'élevage de volailles

[3] Wikipedia 24/01/2023 ;16 :36

[4] Algérie presse service Publié Le : Samedi, 18 Mai 2019 17 :03

[5] Wikipedia 24/01/2023 ;16 :36

[6] techno-science.net 26/01/2023 15 :37

[7] https://lemagdesanimaux.ouest-france.fr/dossier-1224-poulailler- surface-ideale-poules.html 31/05/2023 (11:48)

[8] SCANES C, 2011. Fundamentals of Animal Science. Delmar cengagelearning, p. 201

***[9]* lemonde.fr** .Les *dossiers de Binette & Jardin > Animaux domestiques >Basse-cour et ferme*

[10] wikipedia.org. *Classification(COI)*

[11] Wikipedia *26.01.2023 18 :19 11/*

[12] Labellecaille.com

[13] larousse.fr . oie/55787#182507

[14] lemagdesanimaux.ouest france.fr*/dossier-46-oies*

[15] instinct-animal.fr*/oiseaux/oie-cendree/*

[16] memoireonline. *appareil-digestif-de-la-poule-particularites-anatomo- physiologiques*

[17] GUERIN Jean-Luc , BALLOY Dominique , VILLATE didier 2011.

[18] *Maladies des volailles 3e éditions,Edition France agricole. P13-24*

[19] VILLATE.D,2001*.Maladies des volailles manuel pratique editeur :franceagricole.P34.*

[20] memoireonline*.com/01/09/1827/appareil-digestif-de-la-poule-particularites-anatomo-physiologiques*

VILLATE. D 2001.

L'appareil digestif, pages 27-38.

In : Les maladies des volailles.

Edition : INRA.

[21]* BENABDELJALIL Khalid,2004.maghreb countries Modernise, Institut Agronomique et vétérinaire Hassan II , rabat , Moroco.*

[22] Novusint*/PHYSIOLOGIE DIGESTIVE Particularités , mécanismes de digestion , d'absorption M. BOUZOUAIA ENMV Sidi Thabet – Tunisia El jadida,Hôtel Mazagan, 11 et 12 juillet 2019*

[23] *«La santé des volailles en agriculture biologique» | Programme Synergies | Page 10*

[24] NACIRI .M et BROSSIER .F , 18 décembre 2008. les cocci dioses aviaires: Importance et perspective de recherche

[25] LONG, P.L., JOYNER, L.P. , MILLARD, B J. & NORTON, C.C, 1976. A guide to techniques used in the study and diagnosis of avian coccidiosis .

***FoliaVeterinaria Latina, 6,* 201 – 217**

[26] SHIRLEY, M.W. 1986. New methods for the identification ofspecies and strains of *Eimeria.* In L. R. McDougald, L. P. Joyner & P. L. Long (Eds), *Research in AvianCoccidiosis* (pp. 13 - 35). Athens,GA: University of Georgia.

[27] BUSSIERAS J and CHE R METTE R, 1992 . Parasitologie vétérinaire, protozoologie.Edité par le service de parasitologie, ENV d'Alfort.

[28] MEKALTI M, 2003. Incidence pathologique de la coccidiose enAviculture. Magisteren médecine vétérinaire, Université de Batna, Faculté des sciences, Départe ment vétérinaire,Option pathologie des animaux domestiques.

[29] LISTER S and KNOTT C, 2000 . Coccidiosis. Ranger magazine, Crowshall veterinary Service

[30] CONWAY DP and MCKENZIE ME, 2007 . Poultry Coccidiosis: Diagnostic and Testing Procedures. Blackwell Publishing Professional . Third Ed, 1 - 138.

[31] CARVALHO F - S, WENCESLAU A - A, TEIXEIRA M, MATOS CARNEIRO J - A, MELO A - D, ALBUQUERQUE G - R, 2011. Diagnosis of *Eimeria* species using traditional and molecular methods in field studies. *Vet Parasitol* ., **176** : 95 - 100

[32] THEBO P., LUNDE N A., UGGLA A., HOOSHMAND - RAD P, 1998. Identification of seven *Eimeria* species in Swedish domestic fowl. *Avian Pathol* ., 27 : 613 - 617**.**

[33] GÜVEN E., BECKSTEAD R - B., KAR S., VATANSEVER Z., KARAERZ, 2013. Molecular identification of *Eimeria* species of broiler chickens in Turkey. *Ankara Üniv Vet FakDerg* ., 60 :245 - 250.

[34] PATRA G., AYUB Ali M., CHANU Victoria Kh., JONATHAN L., JOY L.K., PRAVA1 M., RAVINDR AN R., DAS G., INAOTOMBI Devi L, 2010. PCR Based Diagnosis of *Eimeria tenella* Infection in BroilerChicken. *International Journal of Poultry Science* ., 9 (8) : 813 - 818.

[35] SCHWARZ R - S., J ENKINS M - C., KLOPP S, MISKA K - B, 2009. Genomic analysis of Eimeria spp. populations in relation to performa nce levels of broiler chicken farms in Arkansas and North Carolina. *J Parasitol* ., 95 : 871 - 880.

[36] Reid, M.W., P.L. Long, L.R. McDougald., (1984). Coccidiosis. In: *Diseases of Poultry, 8 ed. M.S. Hofstad, B.W. Calnek, M.W. Reid and H.W. Yoder Jr., eds. Iowa State University Press, Ames, Iowa, USA. Pp692-717***.**

[37] GRAS.S, 2003 . Caractérisation des aminopeptidases N du parasite *Eimeria tenella* et implication en tant que cibles thérapeutiques de nouvelle génération pour lutter contre les coccidioses aviaires ,université françois – rabelais de tours .P23.

[38] BANFIELD MJ and FORBES JM, 1999 . Feed content and structure effects on coccidiosis in br oilers. World poultry, Elsevier special

[39] VILLATE D, 1997 . Maladies des volailles (manuel pratique). Ed France agricole.

***[40]* YVORE P. , NACIRI M, LAFONT J - P, RENAULT L, 1982.** *Les coccidioses - aspects étiologiques et pathologiques. Le PointVétérinaire ., 14 (66) : 23 - 29.*

[41] McDougald, L.R., Steve, H.F.C., (2008). Coccidiosis. In : Diseases of Poultry. 12th Ed. Saif Y. M., Fadly A. M.,Glisson J.R., McDougald L.R., Nolan L.K. and Swayne D.E. USA, pp.1068-1085.

[42] Bouamra Housseyn ., Damen Mustapha., (2017). Enquête sur la coccidiose chez le poulet de chair dans les régions de Médéa Djelfa et Blida. Mémoire de docteur vétérinaire. Institut des sciences vétérinaires, Université de Saad Dahlab Blida 1, 80p.

[43] Haug, A., Gjevre, A., Skjerve, E., Kaldhusdal, M., (2008). A survey of the economic impact of subclinical Eimeria infections in broiler chickens in Norway. Avian Pathol. 37(3), 333-341.

[44] Hein, H., (1969). Eimeria adenoeides and E. meleagrimitis : Pathogenic effect in turkey poults. Experimental Parasitology. 24,163-170.

[45] Vrba, V., Pakandl, M., (2015). Host specificity of turkey and chicken Eimeria : Controlled crosstransmission studies and a phylogenetic view. Veterinary Parasitology .208, 118-124.

[46] Lamy, LH., (1980). Technique de base, protozoaires et helminthes parasite, recherche et identification au laboratoire.

[47] Bouhelier, B., (2005). Prévalences des coccidies en élevage de poulets sous label rouge du Gers. Thèse doctorale, école nationale vétérinaire de Toulouse. 3-4121p.

[48] KENNEDY, M. 1996. Coccidiosis in Chickens , Alberta Agriculture and Rural Development. Edmonton Alberta

[49] 49 « Coccidiosis in waterfowl :a reviw »par L.P. Hansen, publié dans le journal of wildlife diseases

[50] 50STOTISH RL, WANG CC, and MEYENHOFER M, 1978. Structure and composition of the oocyst wall of Eimeria tenella. J. Parasitol,64, 6, 1074-1081.

[51] 51MING-HSEIN L AND HONG-KEIN OOI, 2008. Effect of chromium compounds on sporulation of Eimeria piriformis oocysts. Exp. Anim, 57, 1, 79-83.

[52] JOLLEY WR, BURTON SD, AND NYBERG PA, 1976. Formation of sulfhydryl groups in the of Eimeria stiedai and Eimeria tenella oocysts subjected to in vitro excystation. J. Parasitol, 62, 2, 199- 202.

[53] MOUAFO AN, RICHARD F, and ENTZEROTH R, 2000. Observation of sutures in the oocyst wall of Eimeria tenella (Apicomplexa).
Parasitol. Res, 86, 12, 1015-1017.

[54] Chapman, H.D, (2008). Coccidiosis in the turkey. Avian Pathology. 37(3), 205-223.

[55] Rachel,K. I.,(2018). Diversity and Cross-Immunity of Eimeria species infecting Turkeys in Commercial Flocks in Canada. Mémoire de Master: en pathobiology. Canada, université de Guelph, 117.

[56] www.anses.fr – @Anses_fr

[57] PACHECO, N.D., VETTERLING, J.M., DORAN, D.J., (1975).Ultrastructure of cytoplasmic and nuclear changes in Eimeria tenella during first generation schizogony in cell culture. J.Parasitol .61(1), 31- 42.

[58] AUGUSTINE, P.C., (2001). Invasion of different cell types by sporozoites of Eimeria species and effects of monoclonal antibody 1209-C2 on invasion of cells by sporozoites of several apicomplexan parasites. J. Eukaryot. Microbiol. 48(2), 177-81.

[59] Dr. GREIF, G., (1993). http://www.saxonet.de/coccidia/oocyst.htm (consultéle 10 juillet 2020).

[60] Euzeby, J., (1987). Protozoologie médicale comparée. Volume 2 : Myxozoa- Microspora- AscetosporaApicomplexa. Paris : Fondation Merieux. 474 p.

[61] Kawazoe, U., Bordin, EL., de Lima, CA., Dias, LA., (2005). Characterisationand histopathological observations of a selected Brazilian precocious line of Eimeria acervulina. Vet. Parasitol. 131, 5-14.

[62] AUGUSTINE, P. C, DORAN, D. J., (1978). Development of Eimeria meleagrimitis Tyzzer from Sporozoites and Merozoites in Turkey Kidney Cell Cultures. j. protozool 25(1), 82-86.

[63] El-Sherry, S., Rathinam, T., &Hafeez, M.A., (2014). Biological re-description of a genetically typed, single oocyst line of the turkey coccidium, Eimeria meleagrimitis Tyzzer 1929. Parasitology Research. 113(3), 1135-1146.

[64] Barta, J.R., (2001). Coccidiosis, Encyclopedia of Life Sciences, Wiley Online Library, John Wiley & Sons, Ltd., Hoboken, NJ., 8pp.

[65] Léni Corrand., Jean-Luc Guérin., (2010). Les coccidioses aviaires, avicampus-Ecole nationale vétérinaire / Toulouse, mise à jour : 29.10.10 **Jeanne Brugère-Picoux., Jean-Pierre Vaillancourt Associate editors : HL Shivaprasad, Daniel Venne& Moncef Bouzouaia., (1992).** Coccidioses. In : Manuel de pathologie aviaire. Edition « Chaire de pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour ». Maisons-Alfort. pp. 409- 418

[66] Hampson, RJ., (1989). La coccidiose aviaire. Service de laboratoire vétérinaire, MAAO, Guelf, Otario, Canada.

[67] Chartier, C., Paraud, C., (2012). Coccidiosis due to Eimeria in sheepand goats, a review. Small Ruminant Research. 103(1), 84-92.

[68] Léni Corrand., Jean-Luc Guérin., (2010). Les coccidioses aviaires, avicampus-Ecole nationale vétérinaire / Toulouse, mise à jour : 29.10.10

[69] Tarek, A., Ahmad, a,b., Bassant, A., El-Sayed, c., Laila, H., El- Sayed., (2016). Development of immunization trials against Eimeria spp. Trials In: Vaccinology, vol. 5, pp.38-47.

[70] Madden, P.A., Ruff,M.D., (1979). Eimeria dispersa, E. Adenoeide, and E. Meleagrimitis: Intestinamlucosal disruption in turkeys as seen.

[71] With scanning electron microscopy. Journal of Parasitology. 65(2), 234- 242.

[72] HORTON-SMITH, C., LONG, P. L., (1963). Advances in Parasitology. 1er Ed. Ben Dawes, P 347 .

[73] Belot, J., Panui, J.L., (1986). *Observation sur l'excrétion ookystale des volailles dans quelques élevages de Dakar et des environs. Bull. An. Hlth. Prod.Afr .34(4), 286-289.*

[74] Vladimir, V., Michal, P., (2014). Coccidia of turkey: from isolation, characterisation and comparisonto molecular phylogeny and molecular

diagnostics. International Journal for Parasitology .44, 985–1000.

[75] Marien, M., D.E., Guessem, M., (2007). Coccidiosis rotation programmes are a must World poultry. 23(7), 34-35.

[76] Marcel,(2004), Coccidiosis in japanese quails (Coturnix japonica): characterization of a naturally occurring infection in a commercial rearing farm. https://doi.org/10.1590/S1516-635X2004000200010

-Dubremetz F. J. 1975. La genèse des Mérozoites chez la coccidie Eimerianecatrix: Etude Ultrastructurale. J. Protozool., 22(1): 71-84.

(smai , 2021) https://www.aquaportail.com/definition-9560-gamogonie.html

[77] Johnson., Reid., (1970). Anticoccidial drugs: Lesion scoring techniques inbattery and floor-pen experiments with chickens.

[78] populationdata.net 01/06/2023 (22 :17)

[79] d-maps.com 02/04/2023 (14 :31)

[80] Johnson., Reid., (1970). Anticoccidial drugs: Lesion scoring techniques in battery and floor-pen experiments with chickens**.**

[81] Anonyme n°6: http://e-sante.futura-sciences.com/_forum/but- principe-technique.html)

[82] -GURIN, J., BALLOY, D., VILLATE, D., (2001). Maladies des volailles,3eEd, France agricole, 576 P.

Annexes

Technique de préparation des coupes histologiques :

La technique histologique a pour but l'observation microscopique des tissus biologiques, des coupes très fines sont réalisées et disposées sur des lames en verre [4] Après les cinq jours de fixation, les caséums ont été traites comme suit :

•**Fixation** : Les portions d'intestins ont été prélèves les premières minutes âpres l'abattage puis, ils ont été laves a l'eau et coupes puis plonges dans du formol tamponne a 10% pendant 5 jours [5] pour éviter l'apparition des altérations cadavériques. - Des petits morceaux sont ensuite découpés et mis dans des cassettes d'inclusion.

• **Déshydratation** : La déshydratation consiste a remplacer l'eau des tissus par un produit organique neutre. Pour cela, trois bains d'alcool a différentes concentrations sont nécessaires : O 1er a 50% pendant deux heures O 2eme a 70% pendant deux heures O 3eme a 96 % pendant deux heures, voire plusieurs heures.

•**Clarification** : Elle comprend deux étapes : - 1er bain de 50% de chloroforme, 50% d'alcool à 96% pendant 4 heures - 2eme bain 100% chloroforme pur pendant 4 heures.

Imprégnation par la paraffine : On procède à la fusion de la paraffine plusieurs heures a l'avance à une température de 56°C dans une étuve (PROLABO), puis on y plonge nos casettes échantillons et on les laisse toute une nuit.

• **Inclusion :**

On confectionne des blocs de paraffine qui contiennent les échantillons.

• **Préparation des coupes :** Les blocs de paraffine sont places sur le microtome qui est règle a une épaisseur de 5 µ. La coupe est effectuée jusqu'a obtention d'un ruban qui est étale sur la surface d'une eau tiède (50°C) du bain-marie. Une partie du ruban est coupée et récupérée avec une lame puis placée dans une étuve a 56°C pendant quelques heures

• **Coloration** : Il est nécessaire avant la coloration de débarrasser la coupe de la paraffine et de la réhydrater. Pour cela, les lames ont été plongées dans un bain de xylène, puis dans des bains successifs d'alcool de 96%,70%, et de 50% puis a l'eau courante. Ces dernières sont âpres colorées dans l' Hématoxyline éosine 15-20 minutes, puis lavées à l'eau du robinet.

• **Montage** :

Il s'agit de mettre les lames dans le xylène, avant de les retirer préparer les lamelles avec une goutte du baume du Canada. Une fois les lames retirés du xylène puis placées par-dessus les lamelles ; elles doivent être placées a l'étuve a 56°C et laissées tout une nuit; une fois retirés de l'étuve,il est important de les essuyer avec une compresse imbibe de xylène et d'alcool

• Lecture microscopique des lames :
La lecture des lames a été effectuée par microscope optique.